



Esta obra está bajo una [Licencia  
Creative Commons Atribución-  
NoComercial-Compartirigual 2.5 Perú.](http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/)

Vea una copia de esta licencia en  
<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN -TARAPOTO**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS**

**ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA**



**Producción masiva de hongos micorrízicos arbusculares utilizando plantas trampa e inóculo de suelo rizosférico de café proveniente de diferentes altitudes de San Martín**

**Tesis para optar el título profesional de Ingeniero Agrónomo**

**AUTOR:**

**Jessica de Fatima Alva Pérez**

**ASESOR:**

**Ing.Agr. Eybis José Flores García**

**Tarapoto – Perú  
2019**

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS**

**ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA**



**Producción masiva de hongos micorrízicos arbusculares utilizando plantas trampa e inóculo de suelo rizosférico de café proveniente de diferentes altitudes de San Martín**

**AUTOR:**

**Jessica de Fatima Alva Pérez**

**Sustentada y aprobada el día 11 de abril del 2019, ante el honorable jurado:**

.....  
Dr. Winston Franz Rios Ruiz  
**Presidente**

.....  
Ing. M.Sc. Segundo Darío Maldonado Vázquez  
**Secretario**

.....  
Ing. M.Sc. Javier Ormeño Luna  
**Miembro**

.....  
Ing. Eybis José Flores García  
**Asesor**

## Declaratoria de Autenticidad

**Jessica de Fatima Alva Pérez**, con DNI N° 70839919, egresada de la Facultad de Ciencias Agrarias, Escuela Profesional de Agronomía de la Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto, con la tesis titulada: Producción masiva de hongos micorrízicos arbusculares utilizando plantas trampa e inóculo de suelo rizosférico de café proveniente de diferentes altitudes de San Martín.

Declaro bajo juramento que:

1. La tesis presentada es de mi autoría
2. He respetado las normas internacionales de citas y referencias para las fuentes consultadas. Por tanto la tesis no ha sido plagiada ni total ni parcialmente.
3. La tesis no ha sido auto plagiado, es decir, no ha sido publicada ni presentada anteriormente para obtener algún grado académico previo o título profesional.
4. Los datos presentados en los resultados son reales, no han sido falseados, ni duplicados, ni copiados y por tanto los resultados que se presenten en la tesis se construirán en aportes a la realidad investigativa.

De considerar que el trabajo cuenta con una falta grave, como el hecho de contar con datos fraudulentos, demostrar indicios y plagio (al no citar la información con sus autores), plagio, (al presentar otros trabajos como propios), falsificación (al presentar la información e ideas de otras personas de forma falsa), entre otros, asumo las consecuencias y sanciones que de mi acción se deriven, sometiéndome a la normatividad vigente de la Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto.

Tarapoto, 11 de abril de 2019

A blue ink signature of Jessica de Fatima Alva Pérez, written over a dotted line.

Jessica de Fatima Alva Pérez  
DNI. 70839919



**Formato de autorización NO EXCLUSIVA para la publicación de trabajos de investigación, conducentes a optar grados académicos y títulos profesionales en el Repositorio Digital de Tesis**

**1. Datos del autor:**

Apellidos y nombres: <i>Alva Pérez Jessica de Fatima</i>	
Código de alumno : <i>121102</i>	Teléfono: <i>951914021</i>
Correo electrónico : <i>alvaperezfati@gmail.com</i>	DNI: <i>70839919</i>

(En caso haya más autores, llenar un formulario por autor)

**2. Datos Académicos**

Facultad de: <i>Ciencias Agrarias</i>
Escuela Profesional de: <i>Agronomía</i>

**3. Tipo de trabajo de investigación**

Tesis	(X)	Trabajo de investigación	( )
Trabajo de suficiencia profesional	( )		

**4. Datos de trabajo de investigación**

Título: <i>Producción masiva de hongos micorrízicos arbusculares utilizando plantas trampa e inóculo de suelo rizosférico de café proveniente de diferentes altitudes de San Martín</i>
Año de publicación: <i>2019</i>

**5. Tipo de Acceso al documento**

Acceso público *	(X)	Embargo	( )
Acceso restringido **	( )		

Si el autor elige el tipo de acceso abierto o público, otorga a la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, una licencia **No Exclusiva**, para publicar, conservar y sin modificar su contenido, pueda convertirla a cualquier formato de fichero, medio o soporte, siempre con fines de seguridad, preservación y difusión en el Repositorio de Tesis Digital. Respetando siempre los Derechos de Autor y Propiedad Intelectual de acuerdo y en el Marco de la Ley 822.

En caso que el autor elija la segunda opción, es necesario y obligatorio que indiquen el sustento correspondiente:


**6. Originalidad del archivo digital**

Por el presente dejo constancia que el archivo digital que entrego a la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, como parte del proceso conducente a obtener el Título Profesional o Grado Académico, es la versión final del trabajo de investigación sustentado y aprobado por el jurado.

## 7. Otorgamiento de una licencia *CREATIVE COMMONS*

Para investigaciones que son de acceso abierto se les otorgó una licencia *Creative Commons*, con la finalidad de que cualquier usuario pueda acceder a la obra, bajo los términos que dicha licencia implica.

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>

El autor por medio de este documento, autoriza a la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, publicar su trabajo de investigación en formato digital en el Repositorio Digital de Tesis, al cual se podrá acceder, preservar y difundir de forma libre y gratuita, de manera integra a todo el documento.

Según el Inciso 12.2, del Artículo 12° del Reglamento Nacional de Trabajos de Investigaciones para optar Grados Académicos y Títulos Profesionales –RENATI “**Las universidades, instituciones y escuelas de educación superior tienen como obligación registrar todos los trabajos de investigación y proyectos, incluyendo los metadatos en sus repositorios institucionales precisando si son de acceso abierto o restringido, los cuales serán posteriormente recolectados por el Repositorio Digital RENATI, a través del Repositorio ALICIA**”.



Firma del Autor

## 8. Para ser llenado en la Oficina de Repositorio Digital de Ciencia y Tecnología de Acceso Abierto de la UNSM-T.

Fecha de recepción del documento:

05 / 12 / 2019



Firma del Responsable de Repositorio  
Digital de Ciencia y Tecnología de Acceso  
Abierto de la UNSM-T.

**\*Acceso abierto:** uso lícito que confiere un titular de derechos de propiedad intelectual a cualquier persona, para que pueda acceder de manera inmediata y gratuita a una obra, datos procesados o estadísticas de monitoreo, sin necesidad de registro, suscripción, ni pago, estando autorizada a leerla, descargarla, reproducirla, distribuirla, imprimirla, buscarla y enlazar textos completos (Reglamento de la Ley No 30035).

**\*\*Acceso restringido:** el documento no se visualizará en el Repositorio.

## Dedicatoria

A **Dios** por darme la oportunidad de vivir y por estar conmigo en cada paso que doy, por haberme dado salud y fortaleza para lograr mis objetivos.

A mis queridos padres Rosita Pérez y Wuagner Alva por el incondicional apoyo moral y económico que me brindaron para poder culminar mi carrera profesional.

A mis hermanos: Rossi, Frantz y Melanie, por brindarme siempre el apoyo necesario cuando lo necesitaba.

A mi compañero de vida Elias Díaz y a mis hijos Yosimar Mathius y Aixa Eliana, a ellos dedico todas las bendiciones que de parte de Dios vendrán a nuestras vidas como recompensa de tanto esfuerzo

## Agradecimiento

Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), por confiarme la oportunidad de realizar éste trabajo de investigación.

A la Universidad Nacional de San Martín y a las personas que colaboraron y me apoyaron.

Al Programa Nacional de Innovación agraria (PNIA) por financiar el trabajo de investigación en el marco del proyecto “Biofertilización y Bioprotección de Plantas Clonales de café (*Coffea arabica*) con Micorrizas Arbusculares en la Región San Martín”.

Al Ing. Luis Alberto Arévalo López, investigador principal del proyecto y al Ing. Geomar Vallejos Torres, por darme la oportunidad y confiar en mis capacidades para realizar mi tesis de pregrado.

A mi Asesor Ing. Eybis José Flores García por la orientación, el seguimiento y la supervisión continua durante la ejecución de mi tesis.

Al Ing. Christian Koch por su paciencia y sus muestras de apoyo, que ha sido indispensable.

A mis amigos(as) Anabel, Wilder, Conan y Pilar, gracias por su apoyo y comprensión a lo largo de todo este proceso.



## Índice general

Lista de siglas y acrónimos.....	xiv
Introducción.....	1
CAPÍTULO I.....	3
REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	3
1.1. Antecedentes .....	3
1.2. Generalidades del Cafeto.....	7
1.2.1. Importancia de la producción cafetalera.....	7
1.2.2. El café en la Región San Martín .....	7
1.3. Micorrizas.....	7
1.3.1. Tipos de Micorrizas .....	8
1.3.2. Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) .....	8
1.3.3. Colonización de los HMA .....	9
1.3.4. Estructuras de los HMA.....	10
1.3.5. Fuente de inóculo de HMA.....	11
1.3.6. Multiplicación de los HMA .....	12
CAPÍTULO II.....	14
MATERIAL Y MÉTODOS .....	14
2.1. Técnica de recolección de datos .....	14
2.1.2. Ubicación del ensayo .....	18
2.2. Tipo y nivel de investigación .....	18
2.3. Población y muestra .....	19
2.3.1. Población .....	19
2.3.2. Muestra .....	19
2.3.3. Diseño experimental .....	19
2.4. Técnicas e instrumentos de recolección de datos .....	21
2.4.1. Fase de campo.....	21
2.4.2. Fase de vivero. ....	22
2.4.3. Fase de Laboratorio .....	23
2.5. Variables evaluadas .....	27
2.5.1. Biomasa seca radicular .....	27
2.5.2. Biomasa seca aérea .....	27
2.5.3. Número de esporas de HMA .....	28
2.5.4. Identificación de morfotipos de HMA nativos predominantes.....	28

2.5.5. Longitud de micelio extraradicular.....	28
2.5.6. Porcentaje de colonización .....	29
CAPÍTULO III .....	30
RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	30
3.1. Variables morfológicas.....	30
3.1.1. Biomasa seca radicular (g).....	30
3.1.2. Biomasa seca aérea (g) .....	35
3.2. Variables fúngicas .....	41
3.2.1. Número de esporas .....	41
3.2.2. Identificación de morfotipos de HMA nativos predominantes.....	46
3.2.3. Longitud de micelio extraradicular (cm). .....	52
3.2.4. Colonización micorrízica (%).....	57
CONCLUSIONES.....	65
RECOMENDACIONES .....	66
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	67
ANEXOS .....	74

## Índice de tablas

<b>Tabla 1</b>	Coordenadas geográficas del muestreo de las fuentes de inóculo HMA nativos de las cuatro provincias.....	15
<b>Tabla 2</b>	Tratamientos en estudio. ....	16
<b>Tabla 3</b>	Descripción de tratamientos de estudio.....	17
<b>Tabla 4</b>	Análisis de varianza, modelo trifactorial del experimento para las variables biomasa seca aérea (g) y biomasa seca radicular (g). ....	21
<b>Tabla 5</b>	Análisis de varianza de biomasa seca radicular (g). ....	30
<b>Tabla 6</b>	Análisis de varianza de la biomasa seca aérea (g) .....	36
<b>Tabla 7</b>	Análisis de varianza de número de esporas. Datos convertidos $\sqrt{x}$ . ....	41
<b>Tabla 8</b>	Número de esporas de Hongos Micorrízicos Arbusculares Nativos (HMAN) por morfotipo e inoculados en tres cultivos trampa.....	49
<b>Tabla 9</b>	Frecuencia de morfotipos de Hongos Micorrízicos Arbusculares Nativos (HMAN) por tratamiento .....	50
<b>Tabla 10</b>	Análisis de varianza de la longitud de micelio extraradicular (cm). ....	52
<b>Tabla 11</b>	Análisis de varianza del porcentaje de colonización micorrízica de las plantas trampa. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$ . ....	58

## Índice de figuras

Figura 1. Mapa de ubicación de las zonas de muestreo. ....	14
Figura 2. A). Vivero de multiplicación de HMA. B). Laboratorio de HMA. ....	18
Figura 3. Colecta de fuentes de inóculo. A y B) Extracción de raíces y suelo rizosférico. C) Codificación de muestras. ....	22
Figura 4. Macetas con fuentes de inóculo y cultivos trampa. ....	23
Figura 5. Proceso de aislamiento de esporas de HMA. ....	24
Figura 6. A y B). Captura de las imágenes observadas de las esporas de HMA. ....	25
Figura 7. Proceso de tinción de micelio extraradical ....	26
Figura 8. Proceso de tinción de raíces de los cultivos trampa. ....	27
Figura 9. Peso de biomasa seca aérea ....	28
Figura 10. Micelio extraradicular de los cultivos trampa ....	29
Figura 11. Escala gradual de intensidad de colonización, según Trouvelot et al., 1986, citado en Gañán et al., (2011). ....	29
Figura 12. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor cultivo respecto a la biomasa seca radicular. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	31
Figura 13. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor altitud respecto a la biomasa seca radicular. Valores de promedio con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	31
Figura 14. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor fuente de inóculo respecto a la biomasa seca radicular. Valores de promedio con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	32
Figura 15. Efecto de interacción entre cultivo y altitud respecto a la biomasa seca radicular. ....	32
Figura 16. Efecto de interacción entre fuente de inóculo y cultivo respecto a la biomasa seca radicular (g). ....	33
Figura 17. Efecto de interacción entre fuente de inóculo y altitud (m.s.n.m.m.) para biomasa seca radicular (g). ....	33
Figura 18. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor cultivo en la variable biomasa seca aérea. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	36
Figura 19. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor altitud en la variable biomasa seca aérea. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	37
Figura 20. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor fuente de inóculo en la variable biomasa seca aérea. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	37
Figura 21. Efecto de interacción entre altitud y cultivo respecto biomasa seca aérea (g). ....	38



Figura 22. Efecto de interacción entre fuente de inóculo y cultivo respecto biomasa seca aérea (g). .....	38
Figura 23. Efecto de interacción entre fuente de inóculo y altitud (m.s.n.m.m.) respecto biomasa seca aérea (g). .....	39
Figura 24. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor cultivo en la variable Número de esporas. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	42
Figura 25. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor Altitud (m.s.n.m.m) en la variable Número de esporas. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	42
Figura 26. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor fuente de inóculo en la variable número de esporas. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	43
Figura 27. Efecto de interacción entre cultivo y altitud (m.s.n.m.m.) respecto al número de esporas. ....	43
Figura 28. Efecto de interacción entre cultivo y fuente de inóculo respecto al número de esporas. ....	44
Figura 29. Efecto de interacción entre fuente de inóculo y altitud (m.s.n.m.m.) respecto al número de esporas. ....	44
Figura 30. Caracterización de morfotipos nativos predominantes de las ocho fuentes de inóculo y los tres cultivos trampa.*Hernandez, (2017). Universidad autónoma de Tlaxcala – México. ....	48
Figura 31. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor cultivo en la variable longitud de micelio extraradicular (cm). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	53
Figura 32. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor Altitud (m.s.n.m.m) en la variable longitud de micelio extraradicular (cm). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	53
Figura 33. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor Fuente de inóculo en la variable longitud de micelio extraradicular (cm). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	54
Figura 34. Efecto de interacción entre altitud (m.s.n.m.m.) y cultivo respecto a la longitud de micelio extraradicular (cm). ....	54
Figura 35. Efecto de interacción entre fuente de inóculo y cultivo respecto a la longitud de micelio extraradicular (cm). ....	55
Figura 36. Efecto de interacción entre fuente de inóculo y altitud (m.s.n.m.m.) respecto a la longitud de micelio extraradicular (cm). ....	55
Figura 37. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor cultivo en la variable colonización micorrízica. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	59
Figura 38. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor Altitud (m.s.n.m.m) en la variable colonización micorrízica. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	59

Figura 39. Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor fuente de inóculo en la variable colonización micorrízica. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí. ....	60
Figura 40. Efecto de interacción entre cultivo y altitud (m.s.n.m.m.) respecto a la colonización micorrízica (%). ....	60
Figura 41. Efecto de interacción entre fuente de inóculo y cultivo respecto a la colonización micorrízica (%). ....	61
Figura 42. Efecto de interacción entre fuente de inóculo y altitud (m.s.n.m.m.) respecto a la colonización micorrízica (%). ....	61
Figura 43. Proceso de estrés hídrico de los cultivos trampa. ....	75
Figura 44. Análisis de suelo de la Provincia de Rioja. ....	76

## Lista de siglas y acrónimos

<b>HMA</b>	: Hongos Micorrízicos Arbusculares
<b>MER</b>	: Micelio Extraradicular
<b>KOH</b>	: Hidróxido de Potasio
<b>FCA</b>	: Facultad de Ciencias Agrarias
<b>UNSM-T</b>	: Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto
<b>IIAP</b>	: Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana
<b>H<sub>2</sub>O<sub>2</sub></b>	: Agua oxigenda
<b>LMA</b>	: Laboratorio de Micorrizas Arbusculares
<b>F.I</b>	: Fuente de inóculo

## Resumen

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son microorganismos del suelo que viven simbióticamente con la mayoría de las plantas que juegan un papel fundamental en el desarrollo, mantenimiento y producción de los cultivos; de aquí el interés de propiciar la multiplicación de éstos, utilizando los reservorios de hongos micorrízicos que se encuentren de forma natural en el suelo. Bajo estas condiciones el objetivo fue coleccionar, multiplicar y producir Hongos Micorrízicos Arbusculares de suelo rizosférico de café caturra proveniente de diferentes altitudes, utilizando plantas trampa en San Martín. La multiplicación se realizó en macetas bajo condiciones de vivero. Las evaluaciones fúngicas se realizaron en el Laboratorio de Micorrizas Arbusculares (LMA), del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), se utilizó el Diseño Completo al Azar (DCA) con arreglo trifactorial con 3 repeticiones. Los resultados obtenidos señalan que la planta trampa más eficiente para la multiplicación de consorcios de Hongos Micorrízicos Arbusculares es el cultivo de arroz, encontrándose 1176 esporas; además se identificó 11 morfotipos predominantes pertenecientes a los géneros de *Glomus*, *Diversispora*, *Funneliformis*, *Acaulospora*, *Rhizophagus*, *Claroideoglomus*, siendo el más predominante el género *Glomus*, y la fuente de inóculo más representativa fue de El Dorado, donde se reportó el mejor porcentaje con 21,6%.

**Palabras clave:** *Cultivos trampa, hongos micorrízicos arbusculares, fuente de inóculo.*



## Abstract

Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) are soil microorganisms that live symbiotically with most plants and play a fundamental role in the development, maintenance and production of crops; hence the interest to promote the multiplication of these, using the reservoirs of mycorrhizal fungi that are naturally found in the soil. Under these conditions, the objective was to collect, multiply and produce Arbuscular Mycorrhizal fungi of rhizospheric from caturra coffee from different altitudes, using trap plants in San Martin. The multiplication was done in pots under nursery conditions. The fungal evaluations were carried out in the Arbuscular Mycorrhizal Laboratory (LMA), of the Peruvian Amazon Research Institute (IIAP). The Complete Random Design (DCA) was used with a trifactorial arrangement with 3 repetitions. The results obtained indicate that the most efficient trap for multiplication of consortiums of Arbuscular Mycorrhizal Fungi is the cultivation of rice, with 1176 spores; In addition, 11 predominant morphotypes belonging to the genus of *Glomus*, *Diversispora*, *Funneliformis*, *Acaulospora*, *Rhizophagus*, *Claroideoglomus* were identified, being the most predominant genus *Glomus*, and the best percentage of colonization was reported by HMA- El Dorado with 21.6%, which indicates that it is the best source of inoculum.

Keywords: Trap cultures, arbuscular mycorrhizal fungi, inoculum source.



## Introducción

En los últimos años, las propiedades biológicas de los suelos se han convertido en criterios importantes para valorar el manejo o uso de éstos, hecho que permitió la búsqueda de nuevas tecnologías que favorezcan la biodiversidad de los microorganismos (Vallejo, 2013). Uno de los microorganismos más importantes dentro del sistema suelo- planta lo constituyen los hongos micorrízicoa arbusculares (HMA) que forman asociaciones micorrízicas con las raíces de las plantas y están consideradas simbiotes universales, debido a que están presentes de manera natural en el 85% de las especies vegetales (Inocencio, 2016). El estudio de los HMA es importante y de gran interés como una alternativa ecológica de la cual se van a generar mejores resultados que los obtenidos por el uso de fertilizantes convencionales (Barrera, 2009).

Su utilización puede darse con especies nativas, luego de determinar su asociación con una especie vegetal de interés, para potenciar el crecimiento vegetal (Klironomos, 2003). Un ejemplo es el cafeto, que de forma natural establece simbiosis con los hongos micorrízicos arbusculares (HMA), necesitando de estos para su establecimiento, por lo que es considerado un cultivo micotrófico obligado, por su alta dependencia micorrízica (Feniagro, 2010), esto nos permite inferir que desde hace mucho tiempo se viene produciendo café con la asociación natural con HMA en la Región San Martín y en todas la zonas cafetaleras del Perú.

Se ha demostrado que la asociación de estos hongos con distintas especies de gramíneas favorece la absorción, translocación y transferencia de los nutrientes y agua por la planta y que el principal nutriente implicado es el fósforo; estimulando el crecimiento, desarrollo y nutrición de las plantas, en suelos de baja y moderada fertilidad (Pérez *et al.*, 2012).

En tal sentido, para obtener hongos formadores de micorrizas, se pueden emplear cultivos trampa usando una combinación de suelo rizosférico y piezas de raíces, los cuales son usados para crecimiento de las plantas hospederas (Restrepo, 2006). De esta manera, se consiguen HMA más saludables y fácilmente identificables (Lopes *et al.*, 2009), para mayores posibilidades del establecimiento y multiplicación del mismo en el suelo (Armenta *et al.*, 2010).

Viendo la importancia de estos microorganismos, resulta primordial e importante, producir Hongos Micorrízicos Arbusculares utilizando cultivos trampa e inóculo de suelo rizosférico de café, para multiplicarlos como una estrategia de encontrar la planta con mejor asociación micorrízica.

La hipótesis de éste estudio se basa en la posibilidad de producir en forma masiva los Hongos Micorrízicos Arbusculares en condiciones de vivero, utilizando plantas trampa y suelos colectados de plantaciones de café de diferentes altitudes de la Región San Martín.

Para éste propósito, el objetivo fue coleccionar, multiplicar y producir Hongos Micorrízicos Arbusculares de suelo rizosférico de café caturra proveniente de diferentes altitudes, utilizando plantas trampas en San Martín. Los objetivos específicos fueron a) Determinar la planta trampa más eficiente para la multiplicación de consorcios de hongos extraídos de suelos de cafetales de Rioja, Lamas, El Dorado y Huallaga entre 800 – 1200 m.s.n.m.m. b) Identificar morfotipos de Hongos Micorrízicos Arbusculares nativos predominantes en plantaciones de café caturra de cuatro provincias de San Martín y, c) Determinar el porcentaje de colonización de los consorcios en las fuentes de inóculo en estudio.

# CAPÍTULO I

## REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

### 1.1. Antecedentes

Para obtener hongos formadores de micorrizas, se pueden emplear cultivos trampa usando una combinación de suelo rizosférico, contribuyendo a proteger a las plantas hospederas contra los efectos perjudiciales del déficit de agua, deficiencia en la absorción de nutrientes (fósforo), protección contra patógenos, entre otras problemáticas (Bárzana *et al.*, 2012). Los estudios realizados hasta la fecha, han sugerido varios mecanismos por los que la simbiosis planta-HMA puede aliviar los efectos de la sequía en las plantas hospederas (Gol *et al.*, 2014).

Los más importantes son la absorción directa y la transferencia de agua a través de las hifas fúngicas al huésped cambios en las propiedades de retención de agua del suelo, mejor ajuste osmótico de las plantas, mejor intercambio de gases y uso eficiente del agua, así como la protección contra el daño oxidativo generado por la sequía (Noctor *et al.*, 2012). Como en el caso del arroz (*Oryza sativa*), la colonización micorrízica contribuye a su adaptación a condiciones de anaerobiosis y aerobiosis, así como a los cambios de una condición a la otra; en condiciones de anaerobiosis tiene lugar la expresión de transportadores de fosfato y amonio considerados marcadores de la funcionalidad de la simbiosis, aun cuando los porcentajes de colonización micorrízica son bajos entre 8 y 25%, para que obtenga beneficios de la simbiosis, debe ser cultivado en condiciones no inundadas debido a que las condiciones aeróbicas en el suelo estimulan la colonización de la raíces por los hongos MA; cabe destacar que, el ambiente edáfico es determinante en la selección de cepas eficientes, debido a que este influye en la efectividad simbiótica y en el suministro de nutrientes para la planta (Ruiz *et al.*, 2016).

El efecto de la inundación sobre la colonización de hongos micorrízicos arbusculares ante la fase vegetativa de plantas de arroz; en dos experimentos realizados en condiciones de invernadero en macetas con capacidad de 800 g de suelo; ambos experimentos en un diseño experimental completamente aleatorizado, en el primer experimento evaluaron la dinámica de colonización de la simbiosis micorrízica en condiciones de inundación y secano (no inundadas), y en el segundo experimento



evaluaron la colonización micorrízica en plantas de arroz cultivadas con diferentes alturas de lámina de agua; en ambos experimentos se evaluaron altura de la planta, producción de masa seca y tasa absoluta de crecimiento; y como resultado se encontró que las plantas de arroz fueron colonizadas a partir del día 35 después de la germinación, tanto en condiciones inundadas como no inundadas, con una tendencia al incremento en el tiempo y la colonización micorrízica incrementó el desarrollo de las plantas de arroz (Ruiz *et al.*, 2015a).

En la Estación Experimental del Zaidín, Granada, España, en macetas plásticas, con plantas de arroz micorrizadas y no micorrizadas, en condiciones semi-controladas, con tres suministros de agua, sin estrés (25 mL), estrés moderado (10 mL) y estrés intenso (5 mL), durante 15 días, con el objetivo de evaluar el efecto de la inoculación de *Rhizoglosum intraradices* en plantas de arroz sometidas a estrés hídrico y después de recuperadas, en algunas variables bioquímicas (Ruiz., *et al.*., 2015 b).

En caso de *Brachiaria decumbens* sus características naturales, han permitido que sean reconocidas por su gran facilidad de micorrización con hongos formadores de micorrizas arbusculares (Combatt *et al*, 2008), este pasto tiene alta dependencia micorrízica (Saif, 1987). Los hongos micorrízicos arbusculares en los agroecosistemas de pastizales están estrechamente relacionados con el aumento de la absorción de elementos minerales, mejor transporte de agua y otras sustancias, a través de una red de hifas interconectadas que incrementan el volumen de suelo que exploran las raíces y facilitan el acceso de las plantas a los nutrientes que se encuentran en formas menos asimilables (Leigh *et al.*, 2009).

Pero diversos factores relacionados con la especie de planta y su régimen de explotación, la eficiencia de las cepas de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) y las condiciones del suelo, pueden influir en el funcionamiento de la simbiosis y, en consecuencia, en la productividad del pasto como en el caso de *Brachiaria decumbens* que puede ser utilizado como cultivo trampa, Posada, *et al.*, 2008, citado por (Gonzales *et al.*, 2008)

En estudios realizados en el cultivo de maíz (*Zea mays*), se ha reportado un incremento de rendimiento de grano por efecto de los HMA nativos del suelo de hasta 25% con respecto a la fertilización química, sobre todo en suelos con baja fertilización de fósforo (Díaz *et al.*, 2005). Otros autores han indicado que existe

sinergismo entre los HMA y la adición de fertilizantes químicos en el crecimiento y rendimiento de grano (Pitakdantham *et al.*, 2007). Entre otros beneficios de los HMA reportados en maíz son la supresión de cierto tipo de malezas y menor incidencia de plantas parásitas (Othira., *et al.*, 2012). Sin duda los HMA constituyen una alternativa como biofertilizantes; sin embargo, son simbioses obligados y por tanto no se pueden cultivar *in vitro*; pero si se puede incrementar masivamente en huéspedes susceptibles como el maíz; éste cultivo es de crecimiento rápido y desarrolla un sistema radical amplio, característica que debe tener una planta para que sea fácilmente micorrizada, sus semillas son fáciles de manipular, tiene exigencia moderada de riego, es relativamente resistente a enfermedades y plagas y susceptibles a un amplio rango de HMA (Martínez, 2010).

Bustamante (2014), investigó la eficiencia de la multiplicación de HMA nativos en *Zea mays* L., en condiciones de invernadero. Colectaron 54 muestras de suelo circundante a la rizósfera de las plantas de maíz, lo procesaron mediante el método tamizaje–flotación–filtración, observaron e identificaron en base a su morfología y se multiplicaron durante 60 días en maíz amarillo duro.

En todas las muestras de suelo obtuvieron esporas de HMA, identificándose *Glomus* (100%), *Acaulospora* (100%), *Archaeospora* (85%), *Gigaspora* (28%) y *Entrophospora* (11%). Las plantas de maíz fueron eficientes para la multiplicación de HMA, evidenciándose infectividad y efectividad. En la infectividad se determinó hasta 93,1% de incremento en las esporas y 87,5% de micorrización de las raíces. En la efectividad se determinó hasta 53,7% de incremento en la altura de las plantas de maíz, demostrándose el potencial de maíz para la multiplicación de HMA.

Así lo menciona (Del Aguila, 2016) en su investigación sobre el efecto de la inoculación de Hongos Micorrízicos Arbusculares a plantones de café de la variedad caturra en condiciones de vivero, utilizó como planta trampa al maíz (*Zea mays*) para la mutiplicación de HMA nativos, donde obtuvo resultados favorables, incrementándose hasta cinco veces más estos organismos en cada una de las fuentes de inóculo, así como su adaptación a las condiciones ambientales en las que desarrolló su estudio, así mismo observó la existencia de una relación positiva entre los HMA nativos y las plantas de cafeto en vivero. Existen investigaciones sobre identificaciones de HMA nativos en la región San Martín:

Medina (2017) investigó la biogeografía de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en el cultivo de café (*Coffea arabica* L.) en la región San Martín, en dos épocas de colecta seca y lluviosa, donde la provincia de Lamas presentó mayores promedios en las variables micelio extraradical (39,48 cm/g suelo), porcentaje de colonización (26,40%) y densidad de esporas (167 esporas/10 gramos de suelo seco) en comparación a las provincias de “El Dorado” y “Moyobamba”; además en la época seca reportó la mayor longitud de micelio extraradical (43,64 cm/g suelo) y mayor número de esporas (158 esporas/10 gramos de suelo seco); mientras que el mayor porcentaje de colonización (17,86%) se reportó en la época húmeda, adicionalmente se identificaron 16 especies de HMA-N, pertenecientes a cinco géneros, tres familias y dos órdenes. La familia Glomeraceae fue la que aportó el mayor número de especies (siete), seguida de Acaulosporaceae (seis) y Claroideoglomeraceae.

Coral (2015), en su trabajo de investigación sobre la diversidad de hongos micorrízicos arbusculares nativos y su potencial micorrízico en el cultivo de café (*Coffea arabica* L.) en diferentes condiciones agroecológicas de la región San Martín, identificó a la provincia de Lamas con los más altos valores de densidad de esporas (Número de esporas/gramo de suelo) y riqueza morfológica (Número de morfotipos/muestra evaluada) seguido de la provincia de Moyobamba y el Dorado; el mayor porcentaje de colonización se encontró en la provincia de Lamas (12.7-20.0%) seguido de Moyobamba (2.3-8.5 %) y El Dorado (0.7-2.3%); sin embargo estos porcentajes de colonización varían entre muy bajo a bajos según la escala de clasificación del porcentaje de colonización.

Rojas (2010), en su trabajo de investigación en la estación experimental “El Choclino” localizado en el distrito de la Banda de Shilcayo, tuvo como objetivo contribuir al conocimiento de los hongos micorrízicos arbusculares presentes en la rizósfera de genotipos promisorios de cacao (*Theobroma cacao* L.) en dos sistemas de producción en la región San Martín; donde se identificaron 21 morfotipos correspondiente a especies del género, *Glomus* y *Acaulospora*, siendo el género *Glomus* el más predominante.

## 1.2. Generalidades del Cafeto

### 1.2.1. Importancia de la producción cafetalera

El café es el principal producto agrícola de exportación en el Perú; el área cultivada se estima en 420 000 hectáreas a lo largo de la vertiente oriental de los Andes. (MINAGRI, 2015). La Asociación Americana de Cafés Especiales (SCAA, 2015), ratificó al Perú como el segundo productor y exportador mundial de café orgánico después de México, lo que permitió conquistar casi 50 países, siendo el principal abastecedor de Estados Unidos bajo el sello de Comercio Justo, con el 25% de este nicho de mercado.

Este cultivo perenne contribuye a la conservación de los suelos, la creación de condiciones para reforestar con diferentes especies, el reciclaje de nutrientes y cuando se trata de una caficultura orgánica evita la contaminación con agroquímicos y la estabilidad de los ecosistemas (Zapata, 2012).

### 1.2.2. El café en la Región San Martín

La región San Martín juntos con Cajamarca y Amazonas, constituyen la zona norte cafetalera del Perú; en nuestra región se produce café en 10 provincias, entre los 600 a 1800 m.s.n.m (Hoyos, 2013), las variedades mas cultivadas de *Coffea arábica* L. son Caturra Roja, Caturra Amarilla, Typica o Nacional, Pache, Catimor Rojo, Catimor Amarilla, Bourbon, Costa Rica, Gran Colombia y de *Coffea robusta* Canephora y la edad promedio de las plantaciones es de 15 a 20 años.

## 1.3. Micorrizas

La asociación simbiótica universal dada en la naturaleza se denomina micorriza, nombre que significa “hongo de la raíz” (del griego “mykos”: hongo y “rhiza”: raíz) Barreno, 1991 citado por Rodríguez (2001).

La micorriza es la simbiosis mutualista (asociación no patogénica) entre ciertos hongos del suelo y las raíces de las mayorías de las plantas terrestres Sieverding, 1991 y Bethlenfalvay et al., 1991 citado por Tapia, (2003). Son tan antiguas como las propias plantas y se conoce su existencia hace más de 400 millones de años Remy et al., 1994, citado por Pérez *et al.* (2012).

### 1.3.1. Tipos de Micorrizas

Existe una gran diversidad en la morfología y fisiología de las asociaciones micorrízicas, de acuerdo con Rivera *et al.* (2003), existen tres tipos de asociaciones micorrízicas vigentes, considerando sus características morfo-anatómicas y ultraestructurales ectomicorrizas, ectendomicorrizas y endomicorrizas; los hongos ectomicorrizas se desarrolla en los espacios intercelulares de la corteza radical, no penetran dentro de las células, sino que forman la llamada red de Hartig; mientras que los hongos endomicorrizas, penetran la endodermis de la raíz y se aprecian la típica capa o manto de hifas que tejen alrededor de las raíces que colonizan, esta asociación se da en aproximadamente el 3% de las especies vegetales (Pérez, 2011), en las ectendomicorrizas ocurren penetraciones intracelulares y desarrollo de manto típicos de especies como el madroño y la guayaba. Por otro lado, Rivera *et al.*, (2003) mencionan que las ectendomicorrizas presentan características intermedias comunes a las ecto y endomicorrizas, y se encuentran restringidas a un pequeño grupo de especies vegetales y fúngicas. Por último, las endomicorrizas no son detectadas visiblemente, forman una red externa de hifas menos profusa que la anterior, se propagan a través de las rizomicelios y penetran al interior de las células corticales sin llegar a colonizar la endodermis; este grupo es el más difundido en las plantas y está dividido en varios subtipos, de los cuales el más representativo e importante es el arbuscular, cuyos protagonistas fúngicos pertenecen al Phylum *Glomeromycota* (Schüssler *et al.*, 2001).

### 1.3.2. Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA)

Los HMA, son simbiontes obligados que establecen interacción con las plantas y tienen como principal contribución la de facilitar la adquisición de nutrientes minerales, particularmente fósforo (Harrison, 2005), existen en el suelo como esporas y germinan independientemente de la presencia de una planta, la hifa germinada crece a través del suelo en busca de una raíz hospedante y una vez establecido el contacto entre los simbiontes, forma el apresorio en la superficie de la raíz (Cavagnaro *et al.* 2014).

Desde la germinación de la espora individual hasta la formación de una red de hifas, existe una secuencia de eventos morfogénicos representados por la germinación de

esporas y crecimiento micelial presimbiótico, patrones de ramificación diferencial de la hifa en presencia de raíces hospedantes, formación del apresorio, colonización radical, desarrollo del arbúsculo, crecimiento micelial extrarradical y producción de esporas (Harrison, 2005).

### **1.3.3. Colonización de los HMA**

Existen varias etapas (Franco, 2008), en el proceso de colonización de la micorriza a una raíz de una planta:

A. Primera etapa: Se produce la diferenciación de la espора, propagación del hongo e identificación mutua entre la planta y el hongo, y viceversa, en la rizósfera, o en regiones próximas a las raíces o pelos radicales; este reconocimiento lo facilitan al parecer, sustancias exudadas o emitidas por la raíz, que provocan el crecimiento del micelio y un biotropismo positivo del mismo hacia la raíz.

B. Segunda etapa: Consiste en el acercamiento y acoplamiento progresivo y gradual del micelio a la raicilla, produciéndose el contacto intercelular, al formarse una estructura que adhiere a ambos especímenes.

C. Tercera etapa: Se realiza la colonización, produciéndose cambios morfológicos y estructurales tanto en los tejidos colonizados por el hongo, como en la organización de la pared celular de la raíz. Posteriormente se produce la integración fisiológica de ambos simbios (hongo-raíz), y por último se produce una alteración de las actividades enzimáticas, que se coordinan entre los simbios para integrar sus procesos metabólicos. Una de las respuestas simbióticas de la planta con el hongo, es destinar fotosintatos en forma de sacarosa, para que el hongo pueda nutrirse heterotróficamente y para que pueda sintetizar azúcares propios tales como manitol, trehalosa, glicógeno. Aunque las asociaciones de micorrizas se consideran en general no específicas, es decir, que cualquier hongo simbiote puede colonizar cualquier planta receptiva, (Harley, 1971). Luego de haberse formado la micorriza, el hongo empieza a colonizar el interior de su hospedante formando hifas intraradicales, arbúsculos y vesículas; existen varios métodos que ayudan a determinar el porcentaje de colonización de los HMA, siendo uno de ellos el método de (Trouvelot *et al.*, 1986), que es la densidad visual de la ocupación de las estructuras del hongo en la raíz del macrosimbionte (Grace y Stribley, 1991).

### **1.3.4. Estructuras de los HMA**

#### **A. Esporas**

Las esporas son la forma de conservación de los HMA en la naturaleza, y aunque el ciclo de vida de los HMA se puede iniciar de otros propágulos como redes de micelio y fragmentos de raíces colonizadas (Ordoñez, 2009), las esporas son más resistentes a las condiciones medioambientales y pueden entrar en latencia, mediante el engrosamiento de su pared, si éstas son desfavorables (Giovannetti y Gianiniazzi-Pearson, 1994; citado por Tena, 2002). Estas esporas o clamidosporas son células reproductoras producidas asexualmente, que pueden estar individualmente en el suelo, en el interior de las raíces de la planta hospedera, o formando densas masas no estructuradas conocidas como esporocarpos.

En su mayoría, son de forma globosa (esférica) pero algunas especies tienen esporas ovaladas u oblongas, de ellas se desprende una hifa de sustentación que en conjunto dan la apariencia de un globo con su hilo colgando, son de diferentes colores: blancas, amarillas, pardas, etc. y su tamaño puede variar de 20 a 50  $\mu\text{m}$ , y en las más grandes de 200 a 1000  $\mu\text{m}$  (Brundrett, 1996). Son multinucleadas, contienen gotas de lípidos y otros contenidos los cuales varían en color y al romperse la espora en una lámina porta objetos se observa su arreglo en gotas pequeñas o grandes, lo cual puede ser una ayuda en la identificación del hongo. Las paredes de las esporas están formadas por una o más láminas, que varían en grosor, estructura, apariencia y tinción a reactivos, características que también ayudan al taxónomo a identificar la especie (Reyes, 2011).

#### **B. Micelio extrarradical de los HMA**

De las esporas emerge un filamento denominado hifa, y al conjunto de ellas se le conoce con el nombre de micelio, mediante el cual el hongo coloniza a su planta hospedadora. Durante el establecimiento de la simbiosis, el hongo coloniza la corteza de la raíz, y también desarrolla un extenso micelio externo que simula un sistema radical complementario y altamente efectivo, ayuda a la planta a adquirir nutrientes minerales y agua del suelo. A su vez, la planta hospedadora le proporciona al hongo fuentes de carbono procedentes de la fotosíntesis y un nicho ecológico protegido (Smith & Read, 2008).

El micelio externo incluye micelio y esporas (Smith y Read, 2008), inicialmente se producen hifas relativamente gruesas denominadas hifas exploradoras, que crecen de forma apical; estas hifas sufren ramificaciones (hifas secundarias) que a su vez vuelven a ramificarse, siendo las responsables del avance del micelio y la extensión de la colonia fúngica; este micelio externo funciona como un sistema radical complementario que se extiende más allá de la zona de agotamiento de nutrientes cercana a la raíz (Bucher, 2006). Su función es la búsqueda, absorción y transporte de nutrientes para la planta, especialmente aquellos de lenta difusión en la solución del suelo como son el fósforo, zinc, cobre y amonio.

La simbiosis representa un alto costo para la planta, entre el 4% y el 20% del carbono fijado a través de la fotosíntesis es consumido por el hongo (Parniske, 2008). Sin embargo, las hifas del hongo son mucho más finas que las raíces y para la planta podría ser desgastante producir más raíces que establecer una simbiosis que le aporte beneficios nutricionales (Helgason y Fitter, 2009).

### **1.3.5. Fuente de inóculo de HMA**

Se conoce como fuente de inóculo de HMA a las zonas de las cuales se obtienen muestras de suelo y raíces de una especie vegetal seleccionada. Dichas muestras se colectan del suelo circundante de la planta, en las que se presume la existencia de diversas especies de HMA (Gonzales *et al.*, 2011). Diversas metodologías proporcionan criterios de muestreo para garantizar la presencia de los HMA. Por ejemplo, (Hernández *et al.*, 2008) afirman que, si se desea obtener esporas distribuidas en las inmediaciones de una especie vegetal en particular, se debe tomar un volumen total de aproximadamente 1kg del suelo circundante a la planta, y dicha cantidad debe provenir de una profundidad no mayor a 25cm. Así mismo, también se pueden muestrear las raíces de la especie vegetal, teniendo en cuenta que éstas deberán ser las más finas posibles.

Según Robles *et al.* (2008), se puede tomar muestras de suelo y raíz de varios individuos de la misma especie en una zona determinada. Para las muestras de suelo se toman submuestras de 500 g en cada punto cardinal de los individuos a una profundidad de 15 a 20 cm, las cuales se pueden mezclar para obtener muestras compuestas por individuo. Todos los autores, antes mencionados, coinciden en que las muestras deben ser colocadas en una bolsa de polietileno para su conservación a



4°C hasta su análisis posterior. Cabe señalar que los autores también afirman que los protocolos de muestreo están sujetos a modificaciones de acuerdo a la especie vegetal seleccionada, así como de los objetivos de la investigación que se desee realizar.

### **1.3.6. Multiplicación de los HMA**

La utilización de hongos micorrízicos es dificultoso debido a la naturaleza simbiótica obligada y a la dificultad de su cultivo en medios de laboratorio. La producción de inóculo de HMA ha evolucionado desde el uso original de los suelos infestados de campo a la práctica actual de usar inóculo cultivo en macetas o en áreas determinadas (camas de multiplicación), derivadas desde su extracción en campo (fuentes de inóculo). De esta manera los HMA requieren una asociación con las raíces de las plantas para completar su ciclo de vida; no así las plantas hospederas que pueden ser obligadas, facultativas o no micorrízicas. Además el hongo (organismo heterótrofo), al asociarse con una especie vegetal, obtiene un ambiente libre de competencia (en el interior de las raíces) y alimento por medio de los azúcares producidos por la planta durante la fotosíntesis (Ramos *et al.*, 2011).

Por otro lado, las principales fuentes de inóculo de estos microorganismos corresponden a las esporas, el micelio externo de los HMA y a las raíces previamente colonizadas de plantas coexistentes o fragmentos de las preexistentes, siendo los fragmentos de raíz micorrizados el inóculo más infectivo, sin embargo; las esporas aisladas, por su capacidad de supervivencia y mayor tolerancia a las situaciones adversas, son las principales responsables de perpetuar los HMA (Barea *et al.*, 1991).

El proceso de inoculación de HMA es complejo, ya que por una parte, implica diseñar métodos de aislamiento, selección, multiplicación e incorporación, adecuados para cada especie o propósito. En cuanto a la etapa de multiplicación de los organismos micorrízicos se recomienda que la planta trampa debe ser una gramínea (Sieverding y Barea, 1991). Un ejemplo es el maíz que además de ser de rápido crecimiento, desarrolla una abundante raíz que es rápidamente infectada (Hayman *et al.*, 1976).

Este sistema de multiplicación, conocido como cultivo trampa, permite multiplicar hongos nativos colectados en el campo y amplificar así la cantidad de esporas o promover la esporulación de los hongos escondidos en la muestra (Habte y Osorio, 2001).

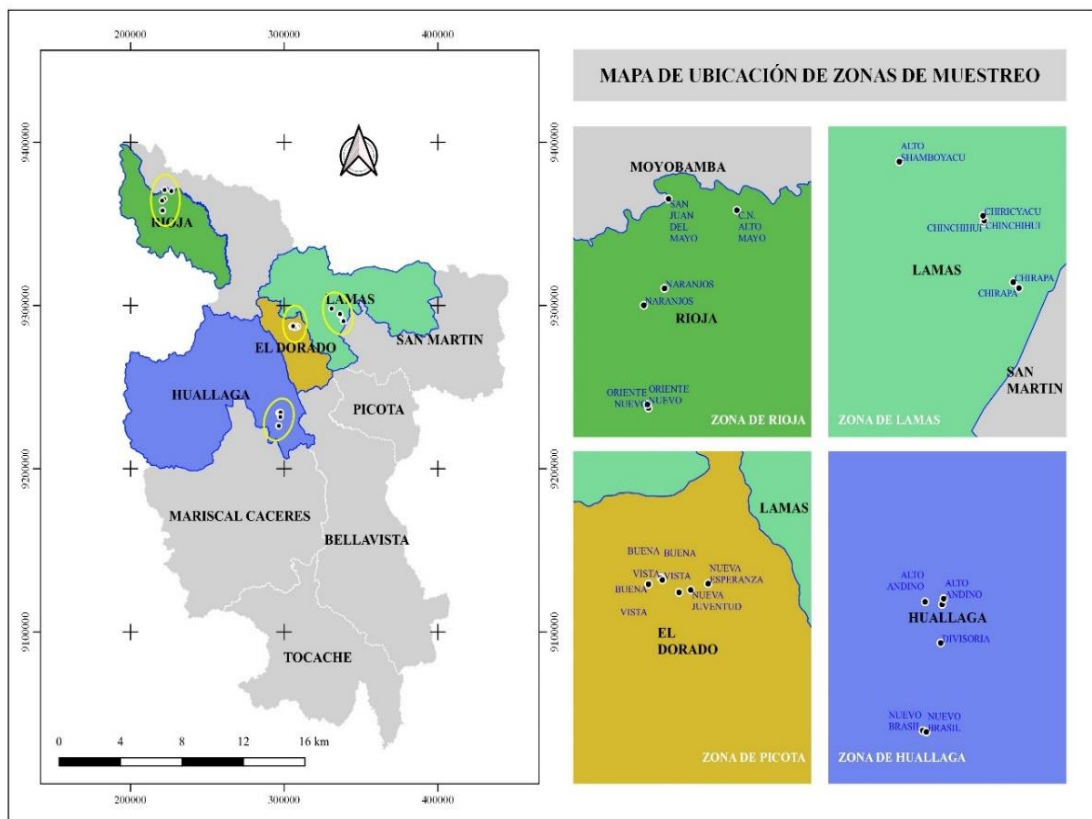
## CAPÍTULO II

### MATERIAL Y MÉTODOS

#### 2.1. Técnica de recolección de datos

##### 2.1.1. Ubicación y caracterización del área de estudio

La tesis de investigación abarcó las provincias de Rioja, Lamas, El Dorado y Huallaga y los distritos pertenecientes a dos rangos de altitudes: 800 -1000 m.s.n.m.m y 1000 – 1200 m.s.n.m.m; para la recolección de fuentes de inóculo se identificaron fincas cafetaleras con la variedad caturra, aquellas que presentaron mayor vigor y libres de roya.



**Figura 1.** Mapa de ubicación de las zonas de muestreo.

Tabla 1

*Coordenadas geográficas del muestreo de las fuentes de inóculo HMA nativos de las cuatro provincias.*

Provincia	Distrito	Comunidad	Rango de altitud (m.s.n.m.m)	Coordenadas del muestreo		Altitud (m.s.n.m.m)
				Latitud Sur	Longitud Oeste	
Rioja	Pardo Miguel Naranjos	San Juan del Mayo	800-1000	5°41'11,42"	77°30'27,37"	889
		Naranjos		5°44'9,71"	77°30'36,82"	970
		Naranjos		5°41'34,43"	77°28'3,19"	881
	Pardo Miguel Naranjos	Naranjos	1000-1200	5°44'42,97"	77°31'20,56"	1015
		Oniente Nuevo		5°48'7,75"	77°31'11,68"	1205
		Oriente Nuevo		5°48'0,78"	77°31'13,90"	1185
Lamas	Lamas	Alto Shambuyacu	800-1000	6°20'50,27"	76°31'42,35"	894
		Chirapa		6°24'51,32"	76°27'41,88"	912
		Chirapa		6°25'3,17"	76°27'30,03"	875
	Lamas	Chinchihui	1000-1200	6°22'52,64"	76°28'44,12"	1060
		Chinchihui		6°22'47,98"	76°28'43,16"	1093
		Chiricyacu		6°22'38,67"	76°28'45,64"	1146
El Dorado	San Martín de Alao	Nueva Esperanza	800-1000	6°26'44,28"	76°43'43,33"	855
		Nueva Juventud		6°26'56,65"	76°44'20,34"	896
		Nueva Juventud		6°27'1,28"	76°44'45,16"	958
	San Martín de Alao	Buena Vista	1000-1200	6°26'44,63"	76°45'49,73"	1256
		Buena Vista		6°26'32,22"	76°45'23,10"	1149
		Buena Vista		6°26'36,49"	76°45'20,25"	1111
Huallaga	Saposo	Nuevo Brasil	800-1000	6°59'42,68"	76°50'35,82"	843
		Alto Andino		6°55'26,12"	76°50'29,74"	937
		Nuevo Brasil		6°59'45,54"	76°50'27,98"	828
	Saposo	Alto Andino	1000-1200	6°55'31,24"	76°49'53,57"	1019
		Alto Andino		6°55'19,86"	76°49'50,24"	1023
		Divisoria		6°56'48,07"	76°49'56,89"	1058

Tabla 2  
*Tratamientos en estudio.*

Tratamientos	REPETICIONES		
	1	2	3
<b>T1</b>	A1XB1XC1	A1XB1XC1	A1XB1XC1
<b>T2</b>	A1XB2XC1	A1XB2XC1	A1XB2XC1
<b>T3</b>	A1xB1XC2	A1xB1XC2	A1xB1XC2
<b>T4</b>	A1XB2XC2	A1XB2XC2	A1XB2XC2
<b>T5</b>	A1XB1XC3	A1XB1XC3	A1XB1XC3
<b>T6</b>	A1XB2XC3	A1XB2XC3	A1XB2XC3
<b>T7</b>	A1XB1XC4	A1XB1XC4	A1XB1XC4
<b>T8</b>	A1XB2XC4	A1XB2XC4	A1XB2XC4
<b>T9</b>	A2XB1XC1	A2XB1XC1	A2XB1XC1
<b>T10</b>	A2XB2XC1	A2XB2XC1	A2XB2XC1
<b>T11</b>	A2XB1XC2	A2XB1XC2	A2XB1XC2
<b>T12</b>	A2XB2XC2	A2XB2XC2	A2XB2XC2
<b>T13</b>	A2XB1XC3	A2XB1XC3	A2XB1XC3
<b>T14</b>	A2XB2XC3	A2XB2XC3	A2XB2XC3
<b>T15</b>	A2XB1XC4	A2XB1XC4	A2XB1XC4
<b>T16</b>	A2XB2XC4	A2XB2XC4	A2XB2XC4
<b>T17</b>	A3XB1XC1	A3XB1XC1	A3XB1XC1
<b>T18</b>	A3XB2XC1	A3XB2XC1	A3XB2XC1
<b>T19</b>	A3XB1XC2	A3XB1XC2	A3XB1XC2
<b>T20</b>	A3XB2XC2	A3XB2XC2	A3XB2XC2
<b>T21</b>	A3XB1XC3	A3XB1XC3	A3XB1XC3
<b>T22</b>	A3XB2XC3	A3XB2XC3	A3XB2XC3
<b>T23</b>	A3XB1XC4	A3XB1XC4	A3XB1XC4
<b>T24</b>	A3XB2XC4	A3XB2XC4	A3XB2XC4

Tabla 3  
*Descripción de tratamientos de estudio.*

Tratamientos	Cultivo	Rango de altitud (m.s.n.m.m.)	Fuente de Inóculo
T1	<i>Oryza sativa</i>	800 - 1000	HMA - Rioja
T2	<i>Oryza sativa</i>	1000 - 1200	HMA - Rioja
T3	<i>Oryza sativa</i>	800 - 1000	HMA - Lamas
T4	<i>Oryza sativa</i>	1000 - 1200	HMA - Lamas
T5	<i>Oryza sativa</i>	800 - 1000	HMA - El Dorado
T6	<i>Oryza sativa</i>	1000 - 1200	HMA - El Dorado
T7	<i>Oryza sativa</i>	800 - 1000	HMA - Huallaga
T8	<i>Oryza sativa</i>	1000 - 1200	HMA - Huallaga
T9	<i>Brachiaria brizantha</i>	800 - 1000	HMA - Rioja
T10	<i>Brachiaria brizantha</i>	1000 - 1200	HMA - Rioja
T11	<i>Brachiaria brizantha</i>	800 - 1000	HMA - Lamas
T12	<i>Brachiaria brizantha</i>	1000 - 1200	HMA - Lamas
T13	<i>Brachiaria brizantha</i>	800 - 1000	HMA - El Dorado
T14	<i>Brachiaria brizantha</i>	1000 - 1200	HMA - El Dorado
T15	<i>Brachiaria brizantha</i>	800 - 1000	HMA - Huallaga
T16	<i>Brachiaria brizantha</i>	1000 - 1200	HMA - Huallaga
T17	<i>Zea mays</i>	800 - 1000	HMA - Rioja
T18	<i>Zea mays</i>	1000 - 1200	HMA - Rioja
T19	<i>Zea mays</i>	800 - 1000	HMA - Lamas
T20	<i>Zea mays</i>	1000 - 1200	HMA - Lamas
T21	<i>Zea mays</i>	800 - 1000	HMA - El Dorado
T22	<i>Zea mays</i>	1000 - 1200	HMA - El Dorado
T23	<i>Zea mays</i>	800 - 1000	HMA - Huallaga
T24	<i>Zea mays</i>	1000 - 1200	HMA - Huallaga

### 2.1.2. Ubicación del ensayo

La tesis de investigación se ejecutó en el vivero de multiplicación de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP) que se encuentra ubicado en el distrito de Morales-Provincia y departamento de San Martín.

#### Ubicación Política

Distrito : Morales

Provincia: San Martín

Departamento: San Martín

#### Ubicación Geográfica

Latitud Sur :  $06^{\circ}35'28''$

Longitud Oeste:  $76^{\circ}18'47''$

Altitud: 230 a 330 m.s.n.m.m.



**Figura 2.** A). Vivero de multiplicación de HMA. B). Laboratorio de HMA.

### 2.2. Tipo y nivel de investigación

La tesis de investigación se considera del tipo básica, con niveles descriptivo, explicativo y experimental, ya que se enfoca en la búsqueda y descripción del mejor cultivo trampa para la multiplicación de Hongos Micorrízicos Arbusculares

presentes en las plantaciones de café, var. Caturra de la Región, además que se cuantifica los HMA identificados con la utilización de las plantas trampa.

## **2.3. Población y muestra**

### **2.3.1. Población**

- 5kg de muestra - Rioja (A1)
- 5kg de muestra - Rioja (A2)
- 5kg de muestra - Lamas (A1)
- 5kg de muestra - Lamas (A2)
- 5kg de muestra - El Dorado (A1)
- 5kg de muestra - El Dorado (A2)
- 5kg de muestra - Huallaga (A1)
- 5kg de muestra - Huallaga (A2)

### **2.3.2. Muestra**

- 500 g de muestra - Rioja (A1)
- 500 g de muestra - Rioja (A2)
- 500 g de muestra - Lamas (A1)
- 500 g de muestra - Lamas (A2)
- 500 g de muestra - El Dorado (A1)
- 500 g de muestra - El Dorado (A2)
- 500 g de muestra - Huallaga (A1)
- 500 g de muestra - Huallaga (A2)

### **2.3.3. Diseño experimental**

La tesis de investigación se desarrolló aplicando el diseño completo al azar (D.C.A.), con arreglo factorial de 3A (Cultivo) x 2B (Altitud) x 4C (Fuentes de inóculo HMA).

#### **Factor A: Cultivos trampas**

A1: *Oryza sativa*.

A2: *Brachiaria brizantha*.

A3: *Zea mays*.



**Factor B: Altitud.**

B1: 800-1000 m.s.n.m.m.

B2: 1000-1200 m.s.n.m.m.

**Factor C: Fuentes de inóculo HMA**

C1: HMA - Rioja

C2: HMA -Lamas

C3: HMA -El Dorado

C4: HMA - Huallaga

La interacción entre los factores resultó 24 tratamientos (Tabla 2), cada tratamiento tuvo 3 repeticiones, 12 plantas por tratamiento, generando 288 unidades experimentales, para el caso de los indicadores: número de esporas, micelio extraradicular y colonización micorrízica, tuvo 3 repeticiones, 3 plantas por tratamiento, generando 72 unidades experimentales; desarrollándose un análisis de varianza con un nivel de significancia de  $p < 0,05$  probabilidad de error para determinar la naturaleza de las diferencias entre tratamientos (Padron, 1996).

Previo al análisis, los datos de la variable número de esporas fueron transformados a  $\sqrt{x}$  (Diaz, 1991), así mismo para la variable porcentaje de colonización micorrízica se realizó la transformación de Bliss o transformación angular  $\arcsen \sqrt{\%}$  (Box y Hunter, 1989).

Finalmente los datos fueron sometidos a la prueba Tukey con un nivel de significancia de  $p < 0,05$ . Se almacenaron y analizaron los datos en el software SPSS v. 20, posteriormente para su interpretación, los valores promedios se convirtieron a las unidades originales.

**2.3.3.1. Modelo matemático**

$$Y_{ijkl} = \mu + \alpha_i + \beta_j + \varphi_k + (\alpha\beta)_{ij} + (\alpha\varphi)_{ik} + (\beta\varphi)_{jk} + (\alpha\beta\varphi)_{ijk} + \varepsilon_{ijkl}$$

Donde:

$Y_{ijkl}$  representa a la variable dependiente,  $\mu$  representa a la media poblacional a partir de los datos del experimento;  $\alpha_i$  es el efecto del i-ésimo nivel del factor A,  $\beta_j$  es el efecto del j-ésimo nivel del factor B,  $\varphi_k$  es el efecto del k-ésimo nivel del factor C  $(\alpha\beta)_{ij}$  es el efecto de interacción entre los factores A y B,  $(\alpha\varphi)_{ik}$  es el efecto de

interacción entre los factores A y C,  $(\beta\phi)_{jk}$  es el efecto de interacción entre los factores B y C,  $(\alpha\beta\phi)_{ijk}$  es el efecto de interacción entre los factores A, B y C,  $\varepsilon_{ijkl}$  es el efecto aleatorio de variación.

Tabla 4

*Análisis de varianza, modelo trifactorial del experimento para las variables biomasa seca aérea (g) y biomasa seca radicular (g).*

F. de V.	G.L
A	$a - 1 = 2$
B	$b - 1 = 1$
C	$c - 1 = 3$
A B	$(a - 1) (b - 1) = 2$
A C	$(a - 1) (c - 1) = 6$
B C	$(b - 1) (c - 1) = 3$
A B C	$(a - 1) (b - 1) (c - 1) = 6$
Error	$(a \times b \times c)(r - 1) = 264$
Total	$(a \times b \times c \times r) - 1 = 287$

## 2.4. Técnicas e instrumentos de recolección de datos

### 2.4.1. Fase de campo

#### A. Colecta de las fuentes de inóculo

Las muestras biológicas (biomasa radicular y suelo rizosférico) se colectaron de 24 plantas de cafeto distintas (1 variedad/ 2 altitudes/ 3 zonas/ 4 provincias), perteneciente a las Provincias de Rioja, Lamas, El Dorado y Huallaga.

Se colectó suelo rizosférico (5 kg) y muestras de raíces (secundarias y terciarias) de la misma planta a una distancia de 30 cm del tallo principal en tres puntos diferentes de 0-20 cm de profundidad, siguiendo la metodología propuesta por (León, 2006), realizando ciertas modificaciones, el cual se depositó en doble bolsa plástica con sus respectivos datos escritos en etiquetas rojas, esto para evitar confusión al momento del traslado.



**Figura 3.** Colecta de fuentes de inóculo. A y B) Extracción de raíces y suelo rizosférico. C) Codificación de muestras.

## B. Obtención y esterilización del sustrato

El sustrato que se utilizó fue arena lavada de río, al mismo que se le tamizó para retirar rastrojos o elementos no deseados, la cual fue esterilizada con agua hirviendo ( $\pm 100^{\circ}\text{C}$ ). Esta actividad se realizó en carretillas, en donde la arena reposó hasta una temperatura tolerable al tacto (aproximadamente  $50^{\circ}\text{C}$ ), para descartar el agua y colocar la arena sobre plástico para su secado y uso posterior en la mezcla con las fuentes de inóculo traídas de campo.

### 2.4.2. Fase de vivero.

#### A. Instalación e implementación de macetas para la multiplicación de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA).

Se instalaron 288 macetas de 1 kg para realizar la multiplicación de HMA nativos utilizando arena lavada de río previamente esterilizada y las diferentes fuentes de inóculo en una proporción de 50:50 respectivamente.

#### B. Multiplicación de HMA

Para la multiplicación de los HMA se utilizó tres especies de Gramíneas: arroz (*Oryza sativa*), pasto braquiaria (*Brachiaria brizantha*) y maíz (*Zea mays*) como planta trampa durante 80 días. Para inducir estrés hídrico y en consecuencia estimular la multiplicación de esporas de HMA, se suspendió el riego a los 60 días después de la germinación - DDG y por un periodo de 20 días. Finalmente se realizó el corte de las plantas de maíz, arroz y brizantha al ras del suelo. “Los Biofertilizantes”, s.f.e. [En línea], citado por Del Aguila (2016).



**Figura 4.** Macetas con fuentes de inóculo y cultivos trampa.

### **2.4.3. Fase de Laboratorio**

#### **A. Aislamiento de esporas**

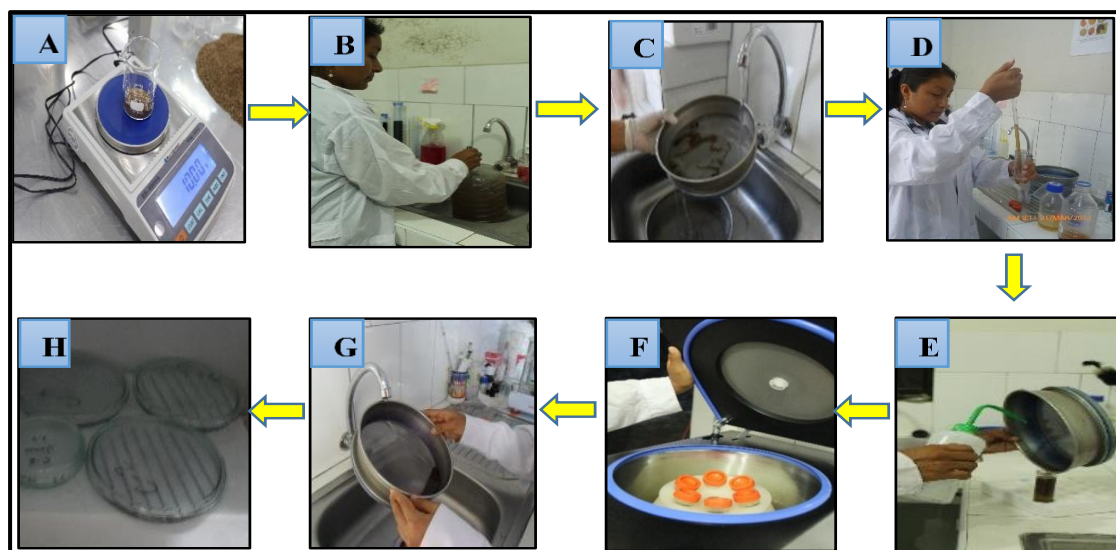
El aislamiento de esporas de HMA nativos, se realizó mediante la técnica del tamizado húmedo y decantación, para los suelos rizosféricos provenientes de las diferentes provincias, siguiendo la metodología propuesta por (León, 2006), con modificaciones.

El procedimiento consistió en pesar 10 g de muestra de suelo y disolverlo en suficiente agua, luego se vació en un frasco de aproximadamente 5 L, el mismo que se llenó con agua hasta el 80% de su capacidad y se agitó por 10 segundos, luego se dejó reposar la mezcla por 30 segundos y seguidamente se vació el sobrenadante sobre los tamices de 250 y 38  $\mu\text{m}$ , se repitió el mismo procedimiento 5 veces y se descartó lo que sobró en el frasco.

Luego se lavó cada tamiz y el sobrenadante del primero (250  $\mu\text{m}$ ) se colocó en una placa Petri, a su vez el sobrenadante del segundo (38  $\mu\text{m}$ ) se colocó en un tubo falcón en el que previamente se colocó 20 mL de azúcar al 20%, seguido de 20 mL de azúcar al 60% y se guardó en refrigeración hasta llegar a terminar el ensayo con todas las muestras. Estos tubos se centrifugaron a 2400 rpm/ 4 minutos para precipitar partículas de suelo y suspender las esporas hasta la interface entre los dos azúcares.

Por último el tubo falcón se retiró cuidadosamente de la centrífuga, colocando el sobrenadante sobre el tamiz de 38  $\mu\text{m}$ , luego se procedió a lavar con agua corriente y eliminar la sacarosa, dejando solamente las esporas, el cual se colocó en una placa

Petri rayada (1cm) para realizar y facilitar la cuantificación de esporas e identificación de los morfotipos, luego se observó en un microscopio estereoscópico a 3X de aumento.



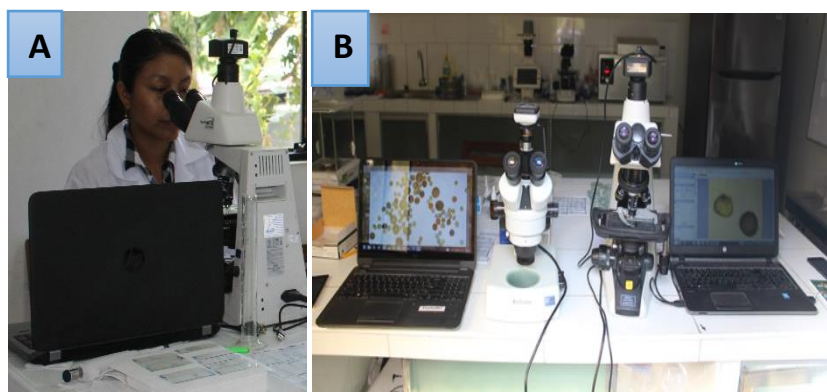
**Figura 5.** Proceso de aislamiento de esporas de HMA. A) 10 g de suelo. B) Agitación del sustrato. C) Muestra lavada en tamices de 250 y 38  $\mu\text{m}$ . D) Sacarosa en tubo falcón E) Muestra en tubo falcón con sacarosa. F) Tubos falcón en la centrífuga. G) Lavado de sacarosa. H) Muestra finales.

## B. Cuantificación de esporas e identificación de morfotipos

De cada muestra procesada por la técnica anterior, teniendo la muestra en la placa petri, mediante el estereomicroscopio trinocular con un aumento de 3x y con ayuda de una micropipeta de 10 mL se extrajeron las esporas viables de las muestras de suelo (10 g).

Enseguida se extrajeron las esporas y se montaron en láminas portaobjetos con una gota de los reactivos lactoglicerol, secando a temperatura de ambiente.

La cuantificación se realizó en un microscopio binocular con objetivos de 40x e inmersión 100x; se tomaron fotografías a las esporas con sus respectivas medidas diámetro mayor y diámetro menor mediante un factor ( $D_m/dm$ ) de conformidad con la clave de (Samuels, 2004) para medir esporas de *Trichoderma* y determinar las especies. Finalmente se enviaron las fotografías de HMA a la Universidad Autónoma de Tlaxcala, México, donde fueron evaluadas las características morfológicas.



**Figura 6.** A y B). Captura de las imágenes observadas de las esporas de HMA.

### **C. Tinción de micelio extraradical (MER)**

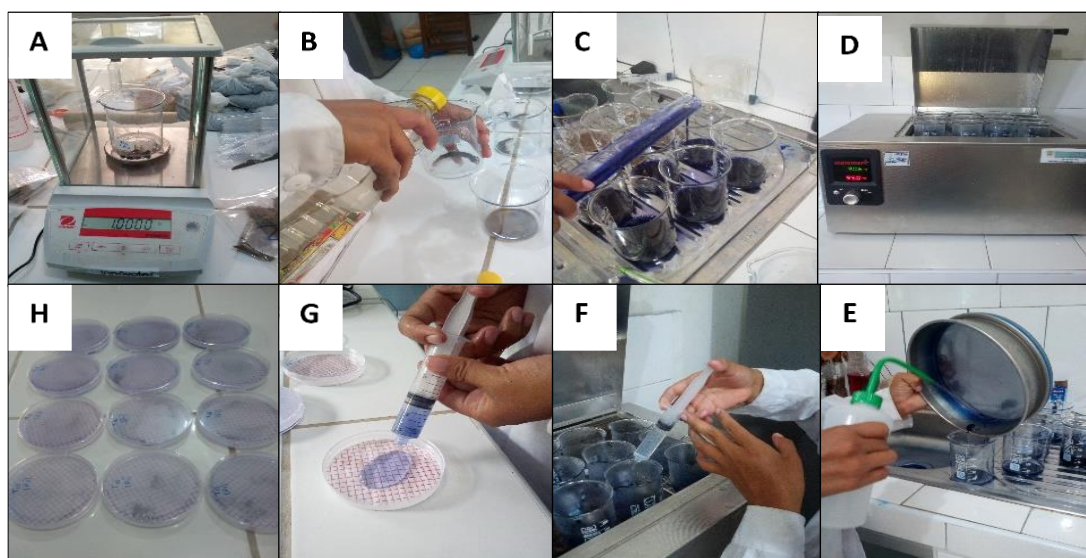
El MER constituye la interface activa entre el suelo y la planta, y se considera la estructura más importante para el cumplimiento de la función de la micorriza en cuanto a captación de nutrientes y agua Whittingham & Read, 1982, citado en Robles (2009).

El procedimiento consistió en pesar 1g de suelo previamente secado al aire y colocado en un vaso precipitado de 200 mL, la cual se le agregó aproximadamente 2 a 4 mL de vinagre y se dejó por 10 minutos, esto fue para dispersar los agregados del suelo y acidificar los segmentos de micelios. Así mismo se agregó 20 mL de solución de pelikan al 10% disuelto en ácido acético y se dejó a temperatura ambiente por 30 minutos.

Seguidamente se enrazó hasta los 100 mL con agua destilada y se colocó en baño maría (90°C) por un periodo de 90 minutos, el cual se agitó constantemente. Para eliminar las fracciones más finas del suelo la mezcla resultante se pasó por un tamiz con luz de malla de 38  $\mu\text{m}$ , el material retenido en ambos tamices se depositó nuevamente en el mismo vaso precipitado con una cantidad de 30 mL de agua destilada. Posteriormente se volvió a llevar las muestras a baño maría (90°C), por 1 minuto y se enrazó hasta los 100 mL (agregando 70 mL con agar-agar al 0.64%), esta solución se dejó por aproximadamente 5 minutos más en baño maría (90°C) obteniendo al final una concentración de solución de agar- agar al 0.45%.

En el baño maría se agitó la mezcla para homogenizar la suspensión y con la ayuda de una jeringa se tomó 10 mL, el cual se depositó homogéneamente en una placa Petri y se dejó enfriar hasta la formación de un gel semisólido, el cual posteriormente se llevó a observar en un microscopio estereoscópico a 5X de aumento, colocando en la base de la placa una rejilla cuadrículada de exactamente 0.5 cm<sup>2</sup>.

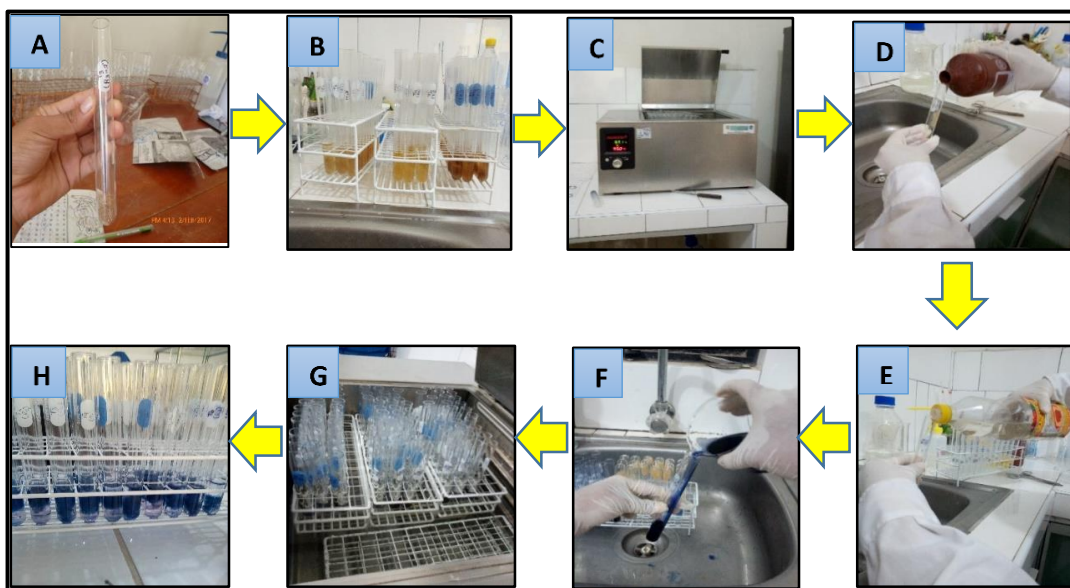




**Figura 7.** Proceso de tinción de micelio extraradical. A). 1 g de suelo. B) Agregar vinagre. C) Agregar 20 mL de tinta pelikan al 10% (30 min.). D) Se lleva al baño maría (90 min.). E) Lavado de la muestra en un tamiz (38  $\mu$ m) y suelo restante en vaso precipitado con 30 mL de agua destilada F) Agregar 70 mL (agar- agar al 64%), para ajustar los 100 mL y dejar la muestra en baño maria a 90°C. G) tomar 10 mL de la suspensión y colocar en placa petri cuadriculada (0.50 cm). H) Muestra finales.

#### **D. Tinción de raíces de las plantas trampa**

La tinción se realizó de acuerdo con la técnica de (Phillips y Hayman, 1970) con modificaciones. Para esto las raíces se depositaron en tubos de ensayo de 16x150 mm conteniendo una solución de hidróxido de potasio (KOH) al 10% hasta cubrir la muestra, las cuales se dejaron en KOH por 24 horas. Después fueron colocadas en baño maría a 90°C durante 30 minutos con la finalidad de remover el contenido citoplasmático y clarificar el tejido cortical, luego se lavó tres veces con agua corriente hasta eliminar todo el KOH. Posteriormente las raíces se sumergieron en agua oxigenada ( $H_2O_2$ ) durante 90 minutos a temperatura ambiente, para aclarar los pigmentos de la raíz, luego se lavaron con vinagre blanco de 2-3 veces para acidificar las muestras y se dejaron en vinagre por 10 minutos. Finalmente las raíces fueron sumergidas en tinte azul de trypano (0.25%), y colocadas en baño maría a 90°C durante 60 minutos, después del tiempo transcurrido estas se lavaron entre 2-3 veces con vinagre para eliminar el exceso de tinta. Por último las raíces teñidas se conservaron en vinagre blanco, hasta su evaluación.



**Figura 8.** Proceso de tinción de raíces de los cultivos trampa. A). Raíces del cultivo trampa. B) raíces con KOH al 10%. C) Raíces en KOH al 10% puesto en baño María 90°C. D) Raíces en agua oxigenada E) Raíces lavadas con vinagre. F) Raíces sumergidas en tinta azul de trypano al 0.25%. G) Raíces en baño María 90°C. H) Raíces teñidas con azul de trypano.

## 2.5. Variables evaluadas

### 2.5.1. Biomasa seca radicular

Para determinar esta variable se tomaron las plantas trampa a las cuales se les realizó un previo lavado y se cortaron en dos partes separando la parte aérea de la parte radicular; tomando únicamente la parte radicular del cual se obtuvo un peso fresco y luego se llevó a una estufa con una temperatura de 60 °C, por un periodo de 3 días, luego se procedió a registrar los pesos respectivos utilizando una balanza analítica, siguiendo la metodología propuesta por (Leiva, 2009).

### 2.5.2. Biomasa seca aérea

Para determinar esta variable se tomaron las plantas trampa, éstas se cortaron en dos partes separando la parte aérea de la parte radicular; tomando únicamente la parte aérea del cual se obtuvo un peso fresco y luego se llevó a una estufa con una temperatura de 60°C, por un periodo de 3 días, luego se procedió a registrar los datos respectivos utilizando una balanza analítica, siguiendo la metodología propuesta por (Leiva, 2009).





**Figura 9.** Peso de biomasa seca aérea

### **2.5.3. Número de esporas de HMA**

Es la abundancia de esporas que se encuentran en una determinada área o muestra evaluada (Robles *et al.*, 2013). La cuantificación de esporas de HMA nativos, se realizó mediante la técnica del tamizado húmedo y decantación siguiendo la metodología propuesta por (León, 2006), con modificaciones.

### **2.5.4. Identificación de morfotipos de HMA nativos predominantes**

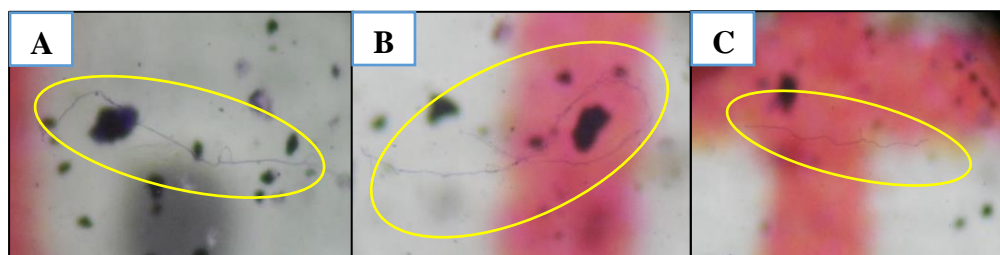
La Dra. Bióloga Laura Hernández, especialista de la universidad autónoma de Tlaxcala – México, experta en trabajos con HMA, fue quien identificó estos propágulos a nivel de género y especie con fotografías de esporas tomados en el Laboratorio de Micorrizas – IIAP- San Martín y medidas biométricas en micras del Diámetro mayor y diámetro menor tomadas a nivel de microscopías.

Dichas especies identificadas se mencionan en los resultados.

### **2.5.5. Longitud de micelio extraradicular**

Se realizó utilizando la técnica del gel semisólido y cuantificación por el método de intersección de cuadrantes, metodologías propuestas por (Robles, 2009) con modificaciones. En la cual las muestra que previamente se prepararon siguiendo la metodología de tinción de micelio extraradical, fueron llevadas a un microscopio estereoscópico de 5X, en la cual se contaron las intersecciones hifa-línea y se trasformó a longitud de micelio por unidad de peso de suelo utilizando la fórmula de Newman, 1966, citado en Robles (2009).

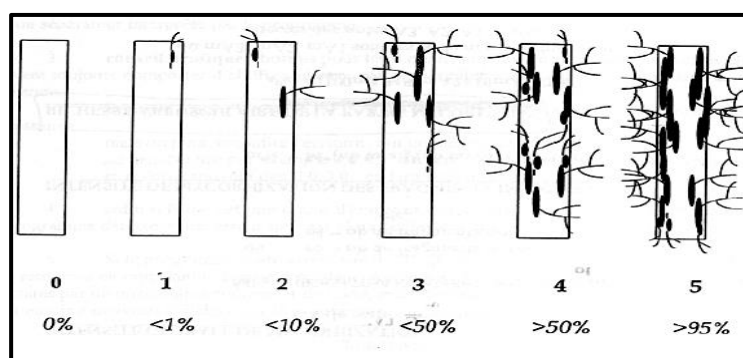
**$R = AN/2H$ :** R= Longitud de micelio por unidad de peso de suelo, A= Área de la placa, N= Número de intersecciones y H= Longitud total de las líneas de la placa (en cm).



**Figura 10.** Micelio extraradicular de los cultivos trampa: A) *Oryza sativa*, B) *Zea mays* y C) *Brachiaria brizantha*.

### 2.5.6. Porcentaje de colonización

Se realizó utilizando raíces tiernas (secundarias y terciarias) de los tres cultivos trampa, siguiendo la metodología de tinción de raíces propuesta por (Phillips y Hayman, 1970) y para ello cada muestra conformó 30 segmentos de raíz teñida de 1 cm por planta, montadas verticalmente en paralelo una a continuación de otra sobre una lámina portaobjetos acompañadas con una gota de lactoglicerol. Luego de cubrir las raíces con láminas cubreobjetos, se realizó la observación microscópica a un aumento de 10x.40x. A cada segmento de raíz se le asignó un porcentaje correspondiente a la colonización micorrízica, de acuerdo a la metodología propuesta por Trouvelot *et al.*, 1986, citado en Gañán *et al.*, (2011).



**Figura 11.** Escala gradual de intensidad de colonización, según Trouvelot *et al.*, 1986, citado en Gañán *et al.*, (2011).

Para el cálculo del porcentaje de colonización micorrízica en las raíces se utilizó la siguiente fórmula:

$$\%M = (n1 + 5(n2) + 30(n3) + 70(n4) + 95(n5))/N$$

N = Número total de segmentos observados y n=Números de segmentos asignados con el índice 0, 1, 2, 3, 4 y 5.

## CAPÍTULO III

### RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 3.1. Variables morfológicas

##### 3.1.1. Biomasa seca radicular (g)

La Tabla 5 muestra el ANVA, para peso seco radicular de las plantas trampa.

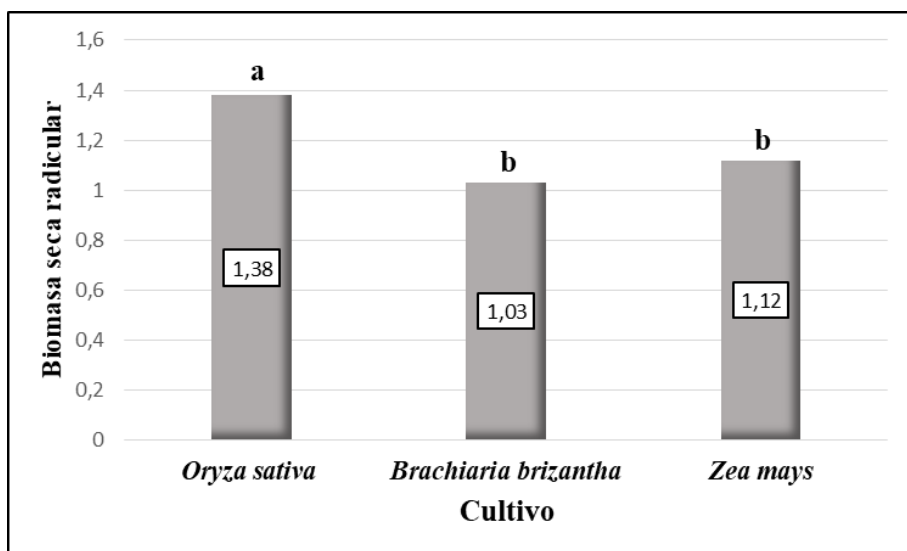
El factor altitud y las interacciones dadas entre los factores cultivo\*altitud y cultivo\*altitud\* Fuente de inóculo (F.I) resultaron no significativos. Por lo contrario en donde si existe diferencia significativa es en los factores cultivo y F.I, al igual que en las interacciones cultivo\* F.I y altitud\* F.I, por lo que existe influencia entorno a ello. El coeficiente de variabilidad (CV) fue de 31,9% y el coeficiente de determinación ( $R^2$ ) fue de 34,2%.

Tabla 5

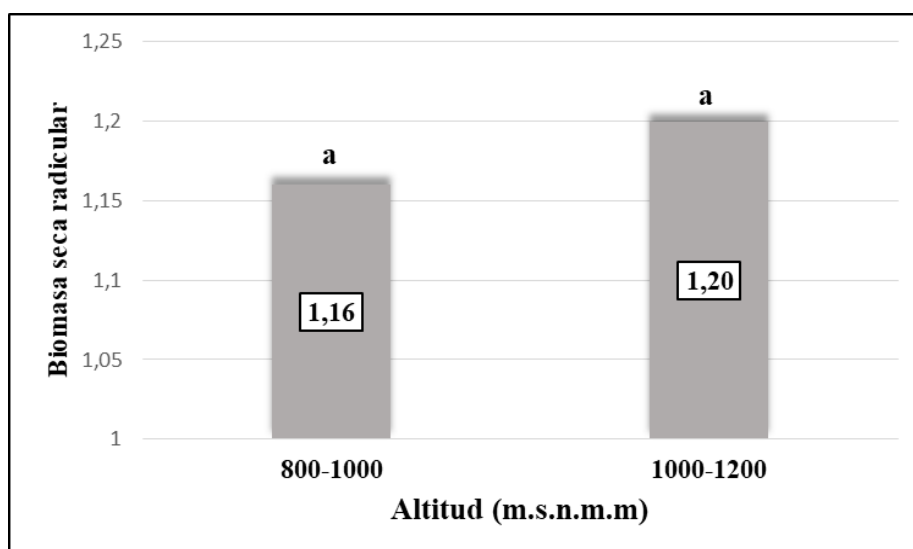
*Análisis de varianza de biomasa seca radicular (g).*

FV	SCT	GL	SCM	F	Sig.
Cultivo	6,167	2	3,083	21,100	0,000*
Altitud	0,096	1	0,096	0,655	0,419 N.S.
Fuente de inóculo (F.I).	5,552	3	1,851	12,666	0,000*
Cultivo * Altitud	0,328	2	0,164	1,124	0,327 N.S.
Cultivo * F.I	4,637	6	0,773	5,289	0,000*
Altitud * F.I.	1,847	3	0,616	4,214	0,006*
Cultivo * Altitud * F.I.	1,385	6	0,231	1,580	0,153 N.S.
Error	38,578	264	0,146		
Total	58,590	287			

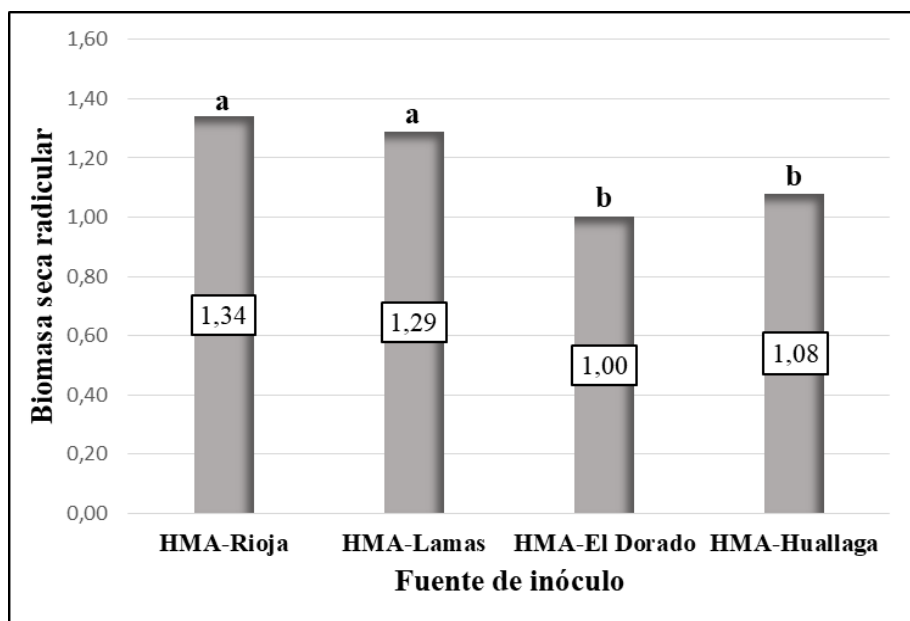
a.  $R^2$  (%) = 34,2   b. CV (%)= 31,9



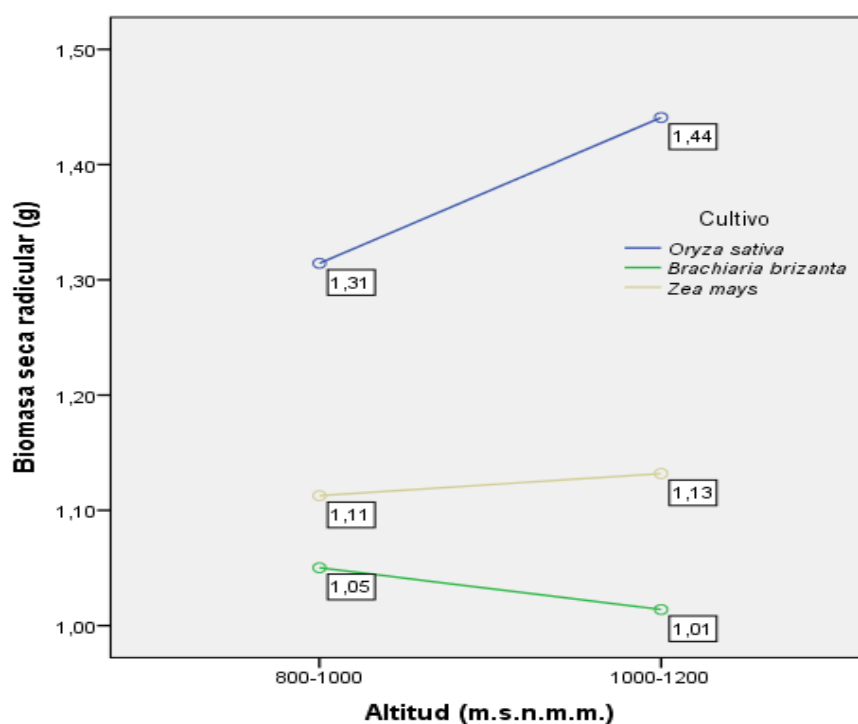
**Figura 12.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor cultivo respecto a la biomasa seca radicular. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.



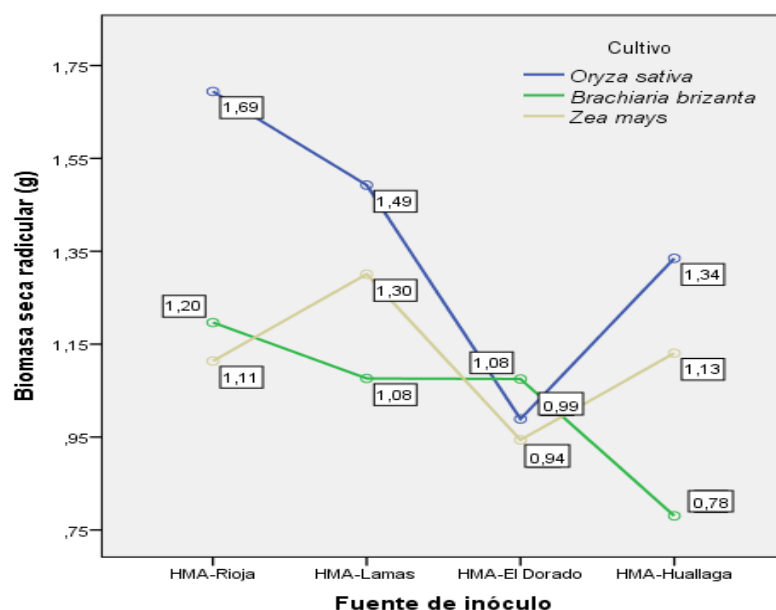
**Figura 13.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor altitud respecto a la biomasa seca radicular. Valores de promedio con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.



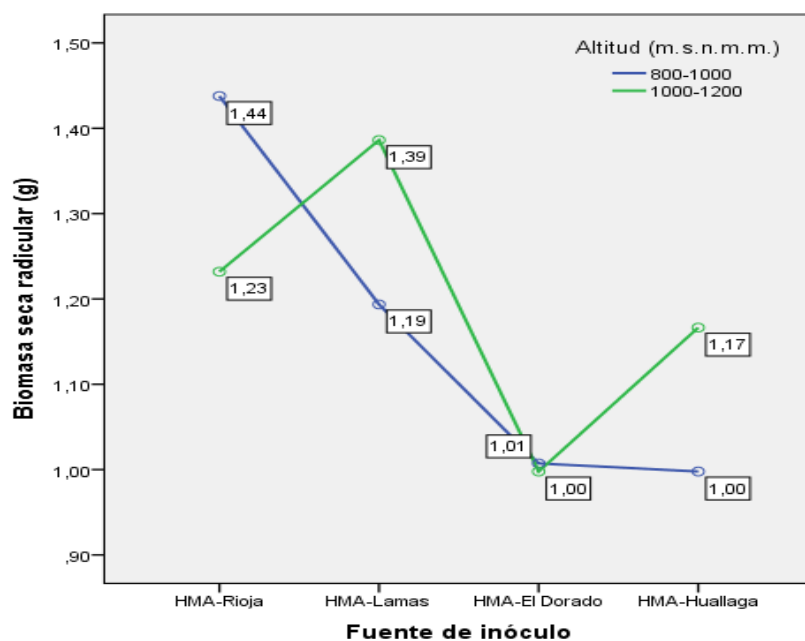
**Figura 14.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor fuente de inóculo respecto a la biomasa seca radicular. Valores de promedio con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.



**Figura 15.** Efecto de interacción entre cultivo y altitud respecto a la biomasa seca radicular.



**Figura 16.** Efecto de interacción entre fuente de inóculo y cultivo respecto a la biomasa seca radicular (g).



**Figura 17.** Efecto de interacción entre fuente de inóculo y altitud (m.s.n.m.m.) para biomasa seca radicular (g).

La figura 12, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor cultivo en relación a biomasa seca radicular, el cultivo de arroz (*Oryza sativa*) mostró diferencia estadística significativa con 1,38 g superando

al pasto brachiaria (*Brachiaria brizantha*) y al cultivo de maíz (*Zea mays*) quienes reportaron promedios de 1,03 g y 1,12 g respectivamente.

Aparentemente, las especies de HMA no tienen especificidad en la elección de sus hospederos, sin embargo, (Barrera, 2009). menciona que diferencias en los efectos que las especies de HMA causan sobre el crecimiento de los individuos de especies vegetales, indican que éstas responden a especies de HMA; además la planta libera compuestos de naturaleza volátil o difusibles (exudados) que estimulan el crecimiento de la hifa, por tal motivo éstos resultados pueden estar relacionados con el requerimiento de P de cada cultivo ya que los tres tuvieron las mismas fuentes de inóculo, coincidiendo con (Saif, 1987), donde mencionan que la estimulación de los exudados sobre la elongación hifal es mayor en plantas deficientes en fósforo (P).

La figura 13, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor altitud (m.s.n.m.m) en relación a la biomasa seca radicular, donde se observa que a mayor altitud mayor biomasa seca radicular, encontrándose mejor resultado en la altitud de 1000 – 1200 m.n.m.m.

La figura 14, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor fuente de inóculo en relación a la biomasa seca radicular, donde se observa que la fuente de inóculo HMA-Rioja y HMA-Lamas tuvieron los mejores resultados, con valores promedio de 1,34 g y 1,29 g respectivamente, superando estadísticamente a las fuentes de inóculo HMA-Huallaga y HMA-El Dorado que tampoco presentaron diferencias estadísticas entre sí con valores promedios de 1,08 g y 1,00 g respectivamente.

Éstos resultados nos indican claramente que las fuentes de inóculo traídas de estas provincias tuvieron mejor adaptabilidad a los cultivos trampa concordando con (Del Águila, 2016), donde indica que diversos estudios han reportado que las especies de HMA dependería de las raíces del hospedante, sus necesidades de absorber nutrientes del suelo, así como de las condiciones físicas, químicas y biológicas del medio edáfico.

La figura 15, muestra la interacción de los cultivos por la altitud, donde se observa que *Oryza sativa* reportó las mayores cantidades de biomasa seca radicular en ambas altitudes.

La figura 16, muestra la interacción de las fuentes de inóculo de HMA con los cultivos, donde se observa que *Oryza sativa* presentó los mejores resultados con HMA-Rioja, HMA-Lamas y HMA-Huallaga a excepción de HMA-El Dorado, que fue el único donde obtuvo buen resultado con *Brachiaria brizantha*; además se observa que el promedio más bajo se reportó en *Brachiaria brizantha* con la fuente de inóculo de HMA-Huallaga.

Estos resultados nos indican que *Oryza sativa* tiene mejor eficiencia en cuanto a aptitud y ello debido a que las plantas de arroz micorrizadas mejoran su metabolismo después de un período de estrés hídrico y se puede sugerir como indicadores ante condiciones de déficit hídrico. (Ruíz *et al.*, 2015).

La figura 17, muestra la interacción de las fuentes de inóculo de HMA con las altitudes (m.s.n.m.), donde se observa que el promedio más alto se reportó con HMA- Rioja con la altitud entre 800 - 1000 m.s.n.m. y el más bajo se reportó con HMA-Huallaga, también de la altitud entre 800 - 1000 m.s.n.m.

La variabilidad de éstos resultados puede estar influenciado por el pH de los suelos que presentan las zonas muestreadas ya que las cuatro fuentes de inóculo presentan pH similares que van desde 3,8 hasta 5,73; (Barea y Jeffries, 1994 citado por León, 2006) menciona que los Hongos Micorrízicos Arbusculares tienen amplia adaptación a varios tipos de pH, debido a que los podemos encontrar en suelos con pH que van desde 2,7 hasta 9,2; teniendo respuestas positivas a pH ácidos como alcalinos dependiendo de las especies o géneros.

### **3.1.2. Biomasa seca aérea (g)**

La Tabla 6 muestra el ANVA, para peso seco de la biomasa aérea de las plantas trampas.

Los factores cultivo, altitud y Fuente de inóculo (F.I.) son significativos, al igual que la interacción dada entre los factores altitud \* F.I, por lo tanto influyen en el peso seco aéreo. Las interacciones dadas entre los factores cultivo\*altitud, cultivo\* F.I. y cultivo\*altitud\* F.I resultaron ser no significativo, donde se demuestra que estas interacciones no determinan el peso seco de la parte aérea. El coeficiente de determinación ( $R^2$ ) fue de 46,3% y el coeficiente de variabilidad (C.V) fue de 24,9%.

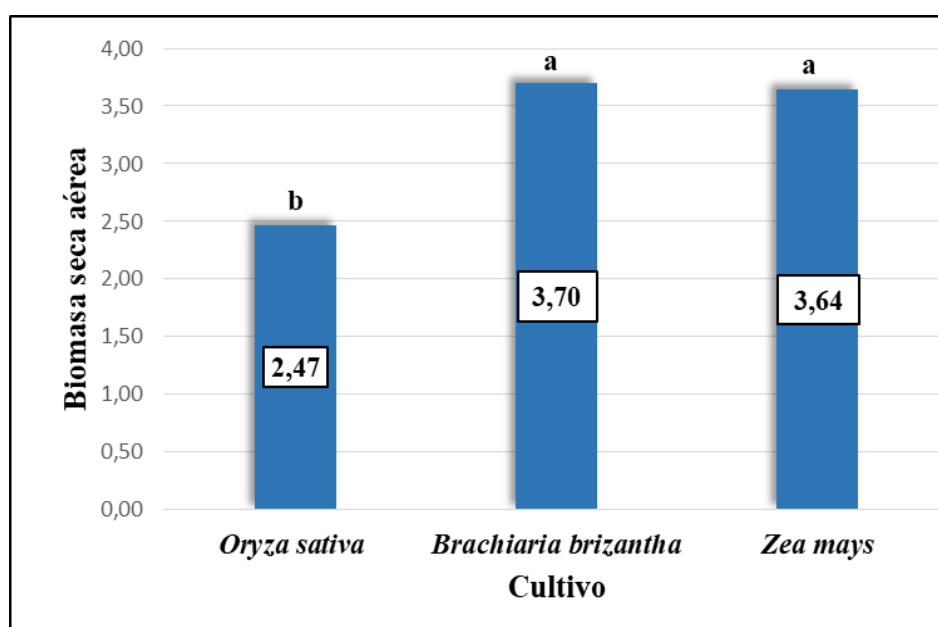


Tabla 6

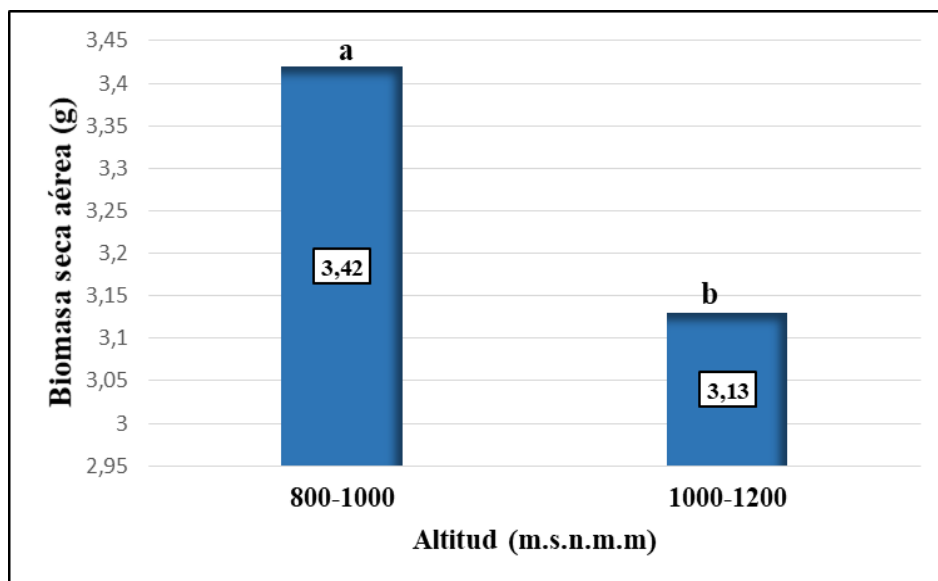
*Análisis de varianza de la biomasa seca aérea (g).*

FV	SCT	GL	SCM	F	Sig.
Cultivo	92,091	2	46,046	69,708	0,000*
Altitud	5,931	1	5,931	8,979	0,003*
Fuente de inóculo (F.I)	34,292	3	11,431	17,305	0,000*
Cultivo * Altitud	0,901	2	0,450	0,682	0,507 N.S.
Cultivo * F.I.	5,376	6	0,896	1,357	0,233 N.S.
Altitud * F.I.	6,803	3	2,268	3,433	0,018*
Cultivo * Altitud * F.I.	5,102	6	0,850	1,287	0,263 N.S.
Error	174,385	264	0,661		
Total	324,881	287			

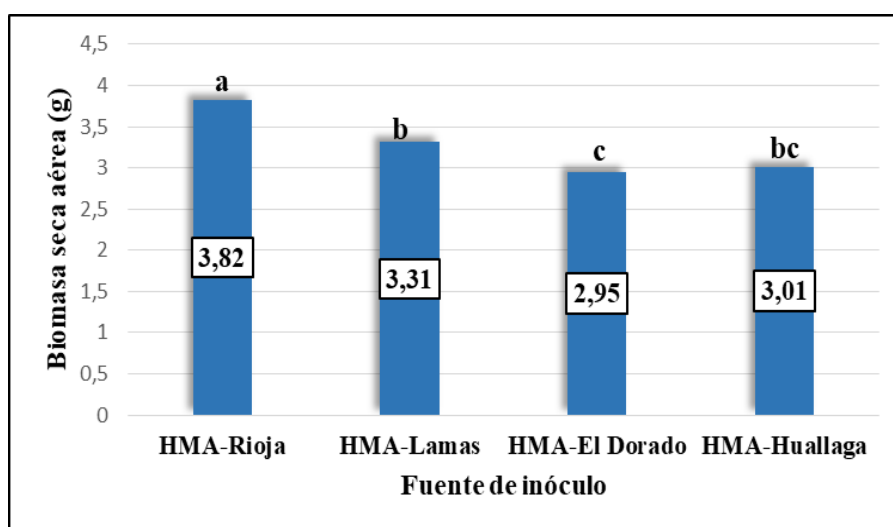
a.  $R^2$  (%) = 46,3   b.CV (%)= 24,9



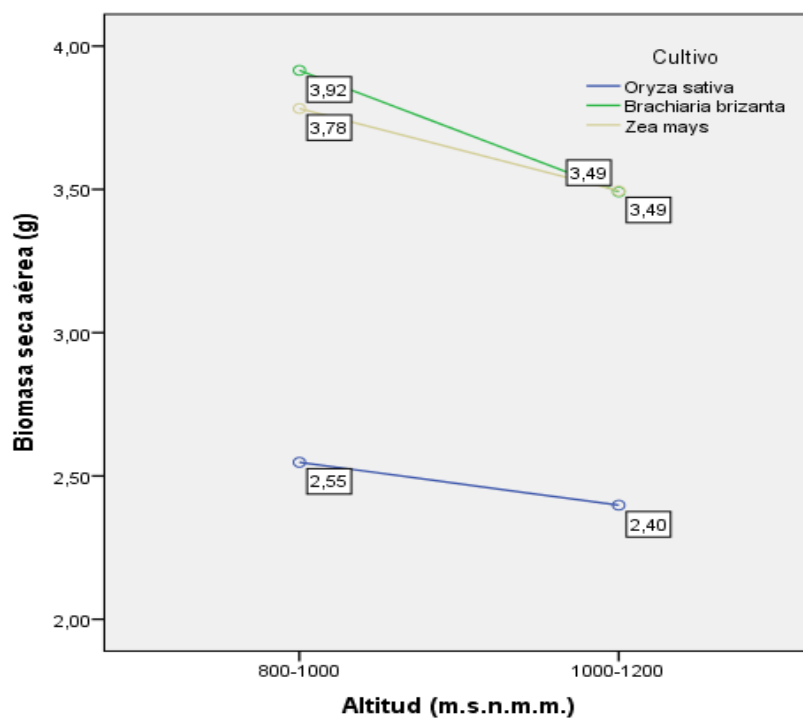
**Figura 18.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor cultivo en la variable biomasa seca aérea. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.



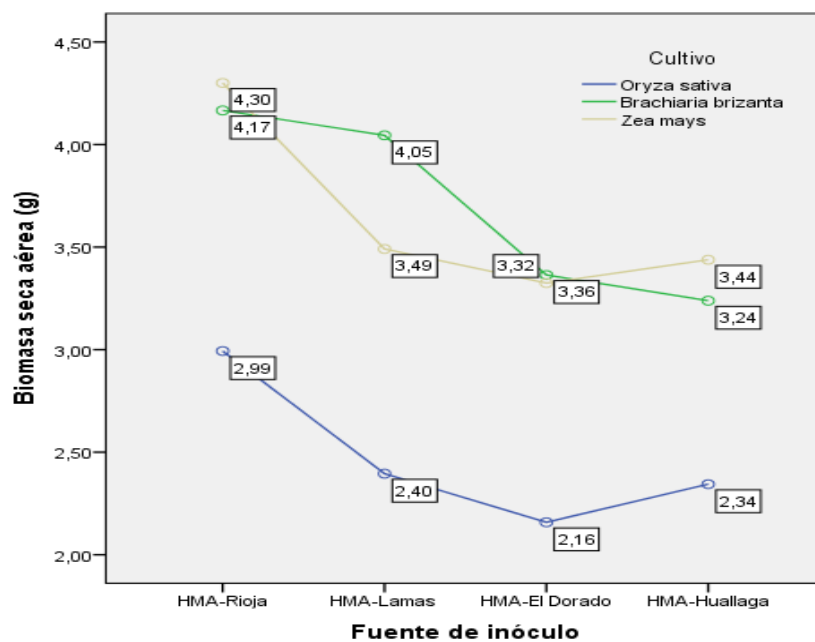
**Figura 19.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor altitud en la variable biomasa seca aérea. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.



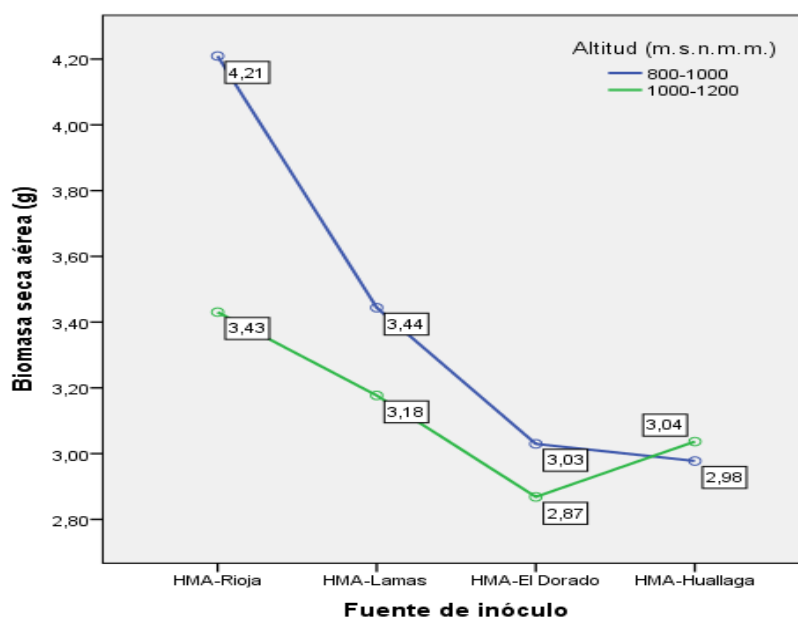
**Figura 20.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor fuente de inóculo en la variable biomasa seca aérea. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.



**Figura 21.** Efecto de interacción entre altitud y cultivo respecto biomasa seca aérea (g).



**Figura 22.** Efecto de interacción entre fuente de inóculo y cultivo respecto biomasa seca aérea (g).



**Figura 23.** Efecto de interacción entre fuente de inóculo y altitud (m.s.n.m.m.) respecto biomasa seca aérea (g).

La figura 18, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor cultivo en relación a biomasa seca aérea, muestran que *Brachiaria brizantha* y *Zea mays* reportaron los mejores resultados y no presentaron diferencias estadísticas significativas entre sí, con valores promedios de 3,70 g y 3,64 g respectivamente; superando estadísticamente a *Oryza sativa* que presentó promedio de 2,47 g.

Los resultados obtenidos pueden estar relacionados con la morfología de cada cultivo al ser distintos, es decir que el maíz es una planta más alta, de crecimiento erecto y con tallo grueso a diferencia de los otros dos, el pasto braquiaria y el arroz macollan,

(Combatt *et al.*, 2008) menciona que *Brachiaria decumbens* es una gramínea perenne cultivada para la producción de forraje el cual se expande rápidamente, proporcionando una gran extensión de área verde y debido a sus características naturales ha permitido que sean reconocidos por su gran facilidad de micorrización con HMA.

El arroz presenta las hojas mas finas además de que el tallo es vacío; por esta razón se presume que obtuvo el menor peso en cuanto a biomasa seca aérea, contrario a los resultados de biomasa seca radicular lo que no coincide a lo mencionado por (Del Águila, 2016), donde indica que los incrementos de cantidad de biomasa seca aérea, son reflejos directos de la cantidad de biomasa seca radicular. Además las

condiciones en las que se produjo el experimento (macetas de 1 kg) pudieron haber limitado el desarrollo de las plantas tanto de *Zea mays* y *Oryza sativa*; con respecto a éste último en cuanto a ahijamiento, corroborando con (Ruíz *et al.*, 2016) donde menciona que la limitación es evidente en la capacidad de ahijamiento, ya que la planta de arroz es capaz de emitir más de 20 hijos, cuando las condiciones de crecimiento y desarrollo son adecuadas.

La figura 19, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor altitud (m.s.n.m.m) en relación a biomasa seca aérea, muestran diferencias estadísticas entre sí, obteniendo el mejor resultado en la altitud entre 800 – 1000 (m.s.n.m.m), con 3,42 g, superando estadísticamente al promedio de la altitud entre 1000-1200 (m.s.n.m.m), con 3,13 g. Los siguientes resultados nos reflejan que las fuentes de inóculo de la altitud más baja tienen mejor adaptabilidad en cuanto al factor cultivo, es decir que *Brachiaria brizantha* se adapta con mayor facilidad; coincidiendo con (González *et al.*, 2008) donde menciona que la mayoría de los pastos tiene alta dependencia micorrízica y esto puede estar relacionado con la eficiencia de las cepas de hongos micorrízicos arbusculares y las condiciones del suelo.

La figura 20, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor fuente de inóculo en relación a biomasa seca aérea, muestran que existen diferencias estadísticas entre sí, el valor más alto se reportó en HMA-Rioja con promedio de 3,82 g, seguido de HMA-Lamas con 3,31g, mientras que la fuente de inóculo HMA-Huallaga reportó 3,01 g, reportándose el valor más bajo en HMA-El Dorado con 2,95g.

Los resultados obtenidos para esta variable nos indican que factores como tipo de suelo, la cantidad y calidad de los propágulos nativos presentes en el suelo también pueden influir en la efectividad y permanencia de las cepas de HMA inoculadas (Posada, 2008).

La figura 21 muestra la interacción de los cultivos por altitud, donde *Brachiaria brizantha* reportó el mejor resultado en la altitud de 800 – 1000 m.s.n.m.m, mientras *Oryza sativa* tuvo el resultado más bajo en la misma altitud.

La figura 22 muestra la interacción de las fuentes de inóculo con los cultivos, donde *Zea mays* reportó los mejores resultados con las fuentes de inóculo de Rioja y Huallaga.

La figura 23, muestra la interacción de las fuentes de inóculo de HMA con las altitudes (m.s.n.m.m.), donde se observa que el promedio más alto se reportó con HMA- Rioja con la altitud entre 800 - 1000 m.s.n.m.m. y el más bajo se reportó con HMA-Dorado, de la altitud entre 1000 - 1200 m.s.n.m.m.

Los resultados obtenidos nos indican que para ésta variable las mejores fuentes de inóculo son las que pertenecen a la altitud entre 800-1000 m.s.n.m.m., a excepción de HMA- Huallaga donde se observa lo contrario; reflejándose a demás en las figuras 17 y 18, quiere decir que para trabajar con pastos como plantas hospederas se tuviera que tener en cuenta éstas condiciones.

### 3.2. Variables fúngicas

#### 3.2.1. Número de esporas

La tabla 7 muestra el ANVA, para el número de esporas.

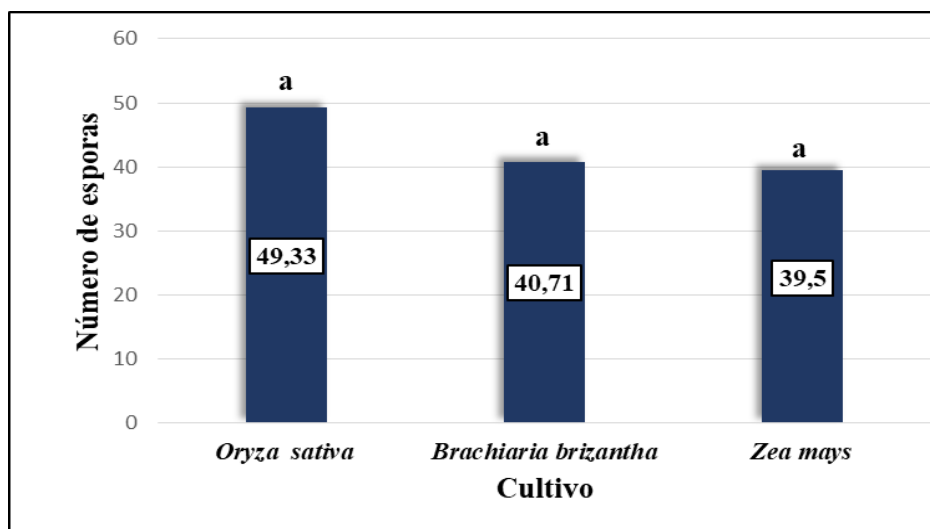
El factor cultivo, y las interacciones dadas entre los factores cultivo\*altitud, cultivo\* F.I. y cultivo\*altitud\* Fuente de inóculo (F.I), no influyen significativamente con el numero de esporas. Por lo contrario los que si influyen significativamente con esta variable son los factores altitud y F.I, así mismo la interacciones entre los factores altitud\* F.I. El coeficiente de variabilidad (CV) fue de 25,4% y el coeficiente de determinación ( $R^2$ ) fue de 70,2%.

Tabla 7

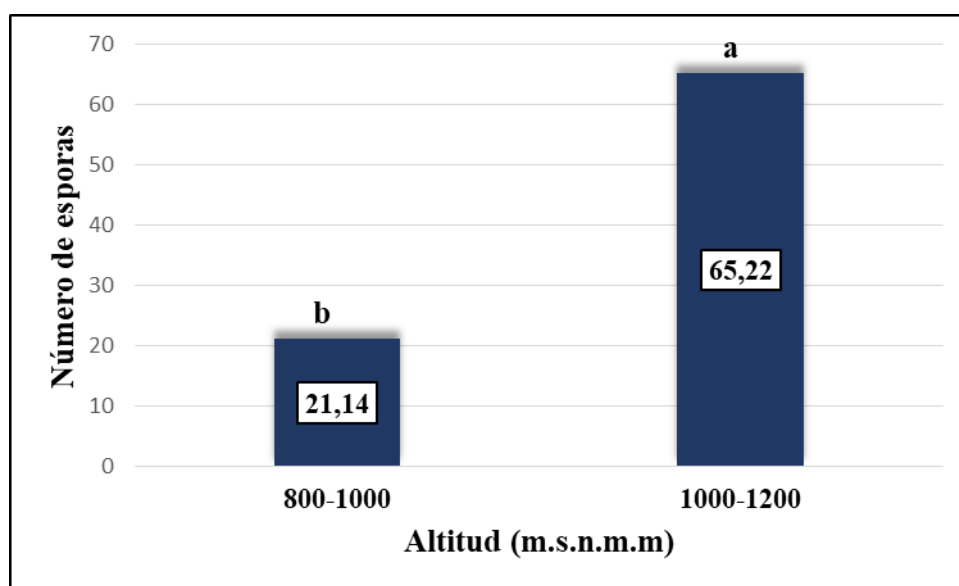
*Análisis de varianza de número de esporas. Datos convertidos  $\sqrt{x}$ .*

FV	SCT	GL	SCM	F	Sig.
Cultivo	6,014	2	3,007	0,630	0,537 N.S.
Altitud	107,556	1	107,556	22,529	0,000*
Fuente de inóculo (F.I)	554,707	3	184,902	38,730	0,000*
Cultivo * Altitud	8,662	2	4,331	0,907	0,410 N.S.
Cultivo * F.I.	10,009	6	1,668	0,349	0,907 N.S.
Altitud * F.I.	195,657	3	65,219	13,661	0,000*
Cultivo * Altitud * F.I.	24,242	6	4,040	0,846	0,541 N.S.
Error	229,160	48	4,774		
Total	1136,006	71			

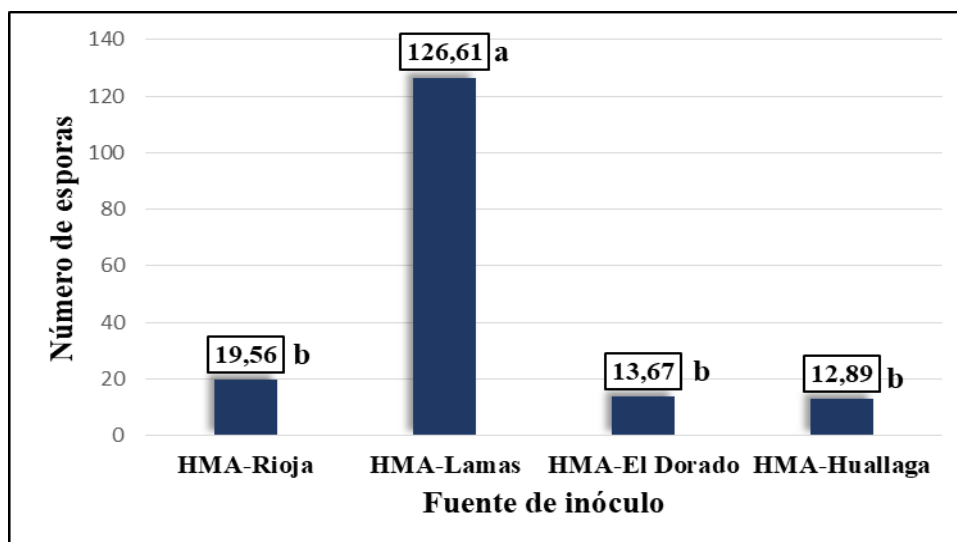
a.  $R^2$  (%) = 70,2    b.CV (%)= 25,4



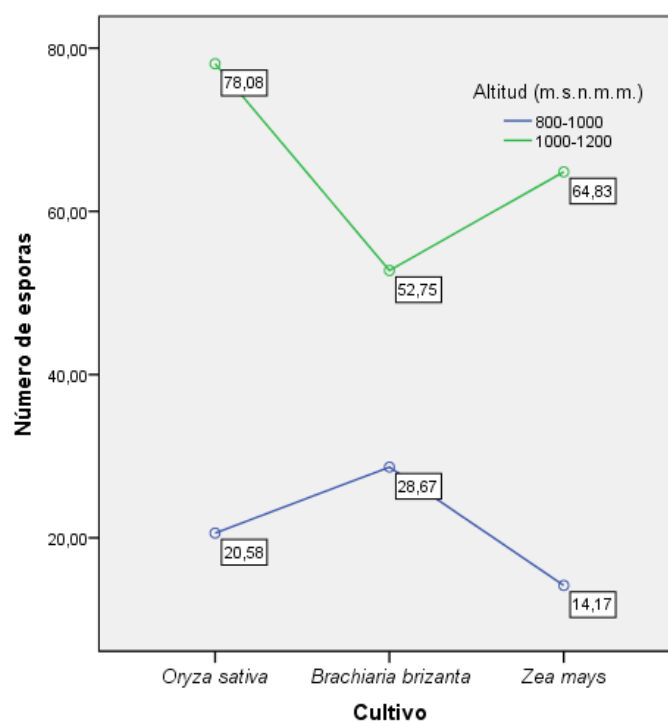
**Figura 24.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor cultivo en la variable Número de esporas. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.



**Figura 25.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor Altitud (m.s.n.m.m) en la variable Número de esporas. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.

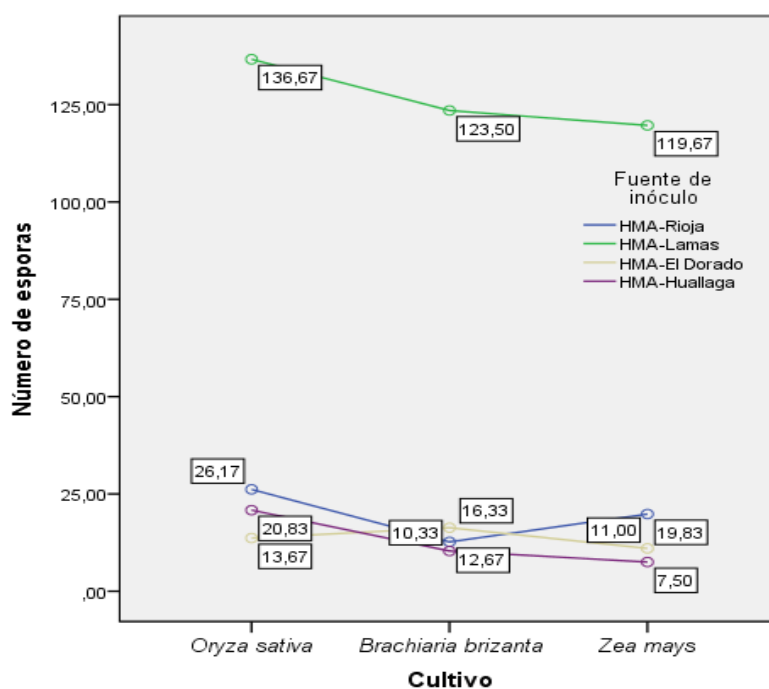


**Figura 26.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor fuente de inóculo en la variable número de esporas. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.

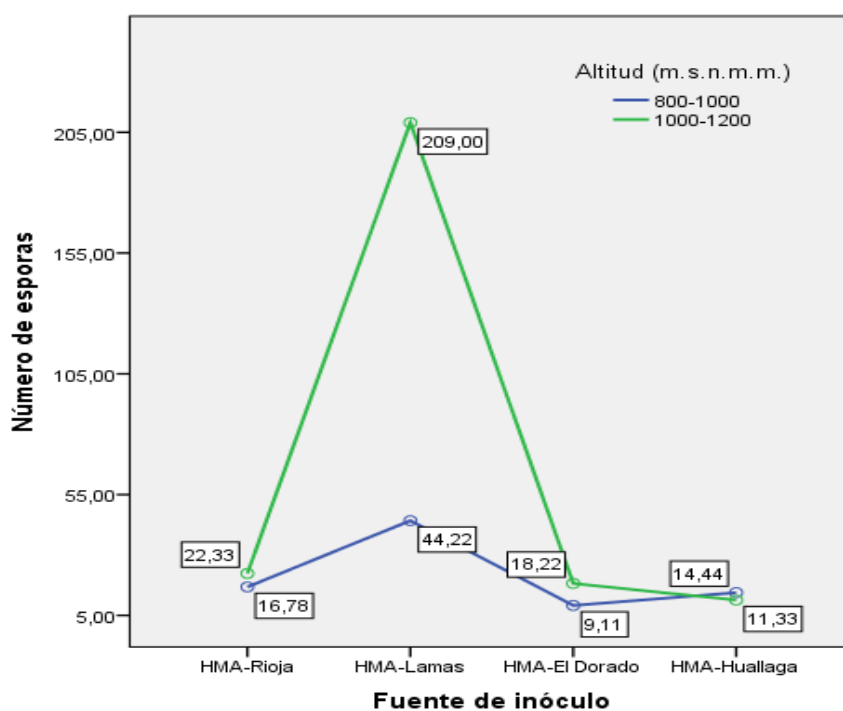


**Figura 27.** Efecto de interacción entre cultivo y altitud (m.s.n.m.m.) respecto al número de esporas





**Figura 28.** Efecto de interacción entre cultivo y fuente de inóculo respecto al número de esporas.



**Figura 29.** Efecto de interacción entre fuente de inóculo y altitud (m.s.n.m.m.) respecto al número de esporas.

La figura 24, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor cultivo en relación al número de esporas, donde *Oryza sativa* presentó la mayor cantidad en promedio de esporas a pesar de ser estadísticamente iguales.

La figura 25, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor altitud (m.s.n.m.m.) en relación al número de esporas, muestra que existen diferencias estadísticas significativa entre sí, el valor más alto se reportó en la altitud entre 1000-1200 (m.s.n.m.m.) con promedio de 65, 22 esporas, a diferencia de la altitud entre 800-1000 (m.s.n.m.m.) con promedio de 21,14 esporas.

Los resultados encontrados podrían estar relacionados con la distribución de los HMA corroborando con (Barrera, 2009) donde menciona que es importante conocer la diversidad y la distribución de HMA en una zona determinada, porque de ésta forma es posible evaluar el status de los HMA encontrados en la región.

La figura 26, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor fuente de inóculo en relación al número de esporas, muestra que HMA-Lamas obtuvo el mejor resultado con promedio de 126,61 esporas, estableciendo una diferencia estadística con las demás fuentes de inóculo, donde HMA-Rioja tuvo como promedio 19,56 esporas, HMA-El Dorado tuvo como promedio 13,67 esporas y HMA-Huallaga presentó el promedio mas bajo con 12,89 esporas.

Los resultados obtenidos en éste factor puede estar relacionado con la diversidad de consorcios de HMA que se encuentran presentes en el momento de la recolección, tal como lo menciona (Prieto *et al.*, 2011), que al utilizar diferentes consorcios de distintos géneros puede favorecer el incremento de micorrización en las plantas, ya que de ésta forma es difícil precisar la cantidad de esporas que lleva el inóculo; por esta razón podría deducirse que el inóculo empleado de HMA-Lamas tuvo elevadas cantidades de unidades de infección y por lo tanto existió una mayor probabilidad de aumento en el porcentaje de infección. Además Sanders *et al.* (1996); citado por (León, 2006) menciona que no todas las especies de HMA tienen la misma capacidad de formar esporas, muchos de ellos no esporulan o la producción de esporas está relacionada con cambios edáficos, por lo que el estudio de esporas

puede traer resultados diferentes al comportamiento “real” de la comunidad de estos hongos.


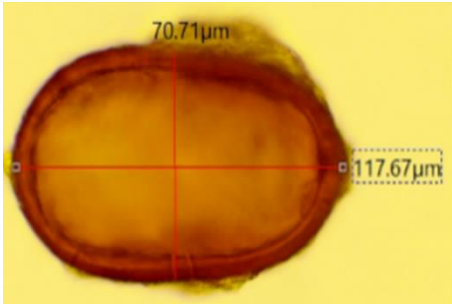
La figura 27 muestra la interacción entre cultivo y altitud (m.s.n.m.m.) donde los mejores resultados se reportaron en el rango de altitud de 1000-1200.

La figura 28 muestra la interacción entre los cultivos y las fuentes de inóculo donde los mejores resultados se obtuvieron con la fuente de inóculo HMA- Lamas

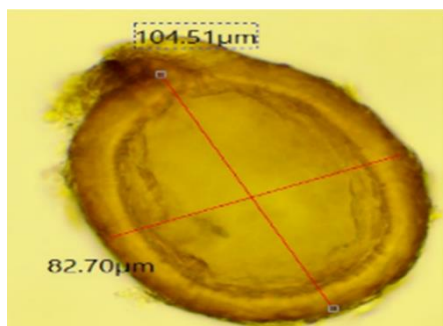
La figura 29, muestra la interacción entre fuente de inóculo y la altitud (m.s.n.m.m.), donde se observa que el promedio más alto se reportó con HMA- Lamas con la altitud entre 800 - 1000 m.s.n.m.m. y el más bajo se reportó con HMA-Huallaga, también de la altitud entre 1000 - 1200 m.s.n.m.m.

Los resultados obtenidos coinciden con (Coral, 2015) y (Medina 2017) quienes reportaron que la mayor densidad de esporas lo encontraron en la fuente de inóculo procedente de la provincia de Lamas.

### 3.2.2. Identificación de morfotipos de HMA nativos predominantes

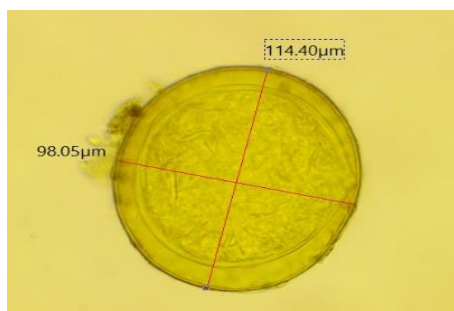
CÓDIGO	MORFOTIPO	CARACTERÍSTICAS
M1		Género: <i>Glomus</i> Especie: <i>microcarpum</i> * Diámetro: Mayor (40,90 µm) Menor (38,99 µm).
M2		Género: <i>Diversispora</i> Especie: <i>diversispora</i> sp.1* Diámetro: Mayor (117,67µm) Menor (70,71µm).

M3



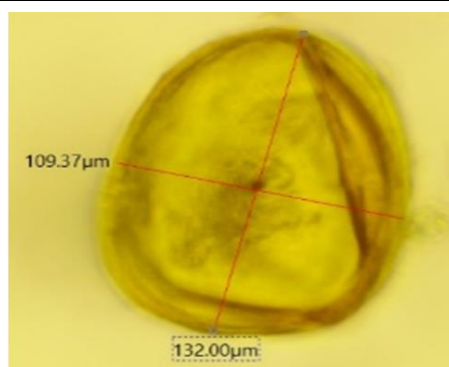
Género: *Funneliformis*  
 Especie: *funneliformis* sp.1\*  
 Diámetro: Mayor (104,51 μm)  
 Menor (82,70 μm).

M4



Género: *Acaulospora*  
 Especie: *acaulospora* sp.1\*  
 Diámetro: Mayor (114,40 μm)  
 Menor (98,05 μm).

M5



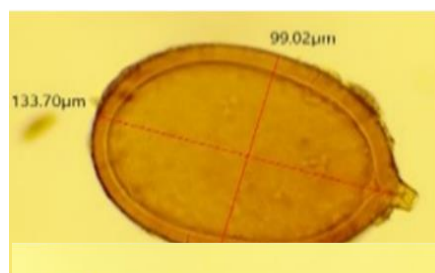
Género: *Acaulospora*  
 Especie: *acaulospora* sp.2\*  
 Diámetro: Mayor (132 μm)  
 Menor (109,37 μm).

CÓDIGO

MORFOTIPO

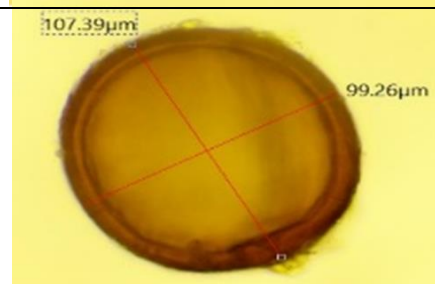
CARACTERÍSTICAS

M6

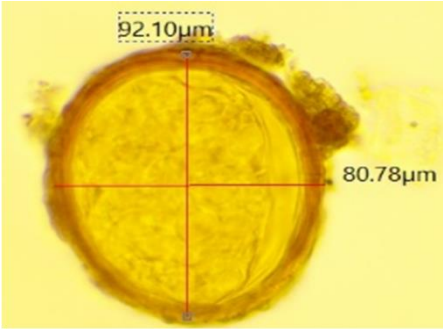
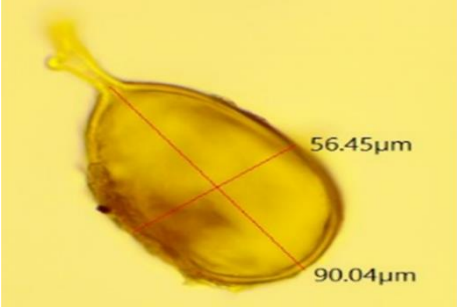
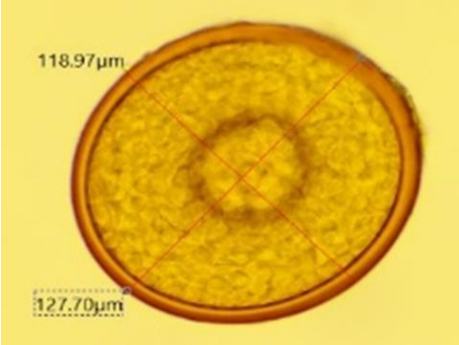
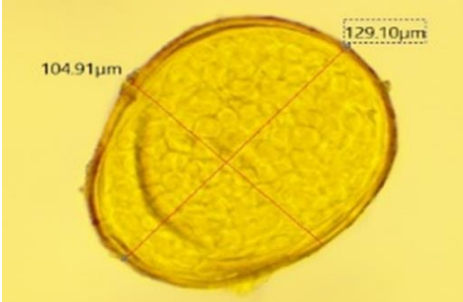


Género: *Diversispora*  
 Especie: *diversispora* sp. 2\*  
 Diámetro: Mayor (133,70 μm)  
 Menor (99,02 μm).

M7



Género: *Glomus*  
 Especie: *glomus* sp.1\*  
 Diámetro: Mayor (107,39 μm)  
 Menor (99,26 μm).

<b>M8</b>		<p>Género: <i>Funneliformmis</i>  Especie: <i>geosporum</i>*  Diámetro: Mayor (92,10µm)  Menor (80,78µm).</p>
<b>M9</b>		<p>Género: <i>Rhizophagus</i>  Especie: <i>rhizophagus sp.1</i>*  Diámetro: Mayor (90,04 µm)  Menor (56,45µm).</p>
<b>M10</b>		<p>Género: <i>Claroideoglomus</i>  Especie: <i>etunicatum</i>*  Diámetro: Mayor (127,70 µm)  Menor (118,97µm).</p>
<b>CÓDIGO</b>	<b>MORFOTIPO</b>	<b>CARACTERÍSTICAS</b>
<b>M11</b>		<p>Género: <i>Acaulospora</i>  Especie: <i>acaulospora sp.3</i>*  Diámetro: Mayor (40,90 µm)  Menor (38,99 µm).</p>

**Figura 30.** Caracterización de morfotipos nativos predominantes de las ocho fuentes de inóculo y los tres cultivos trampa.\*Hernandez, (2017). Universidad autónoma de Tlaxcala – México.

Tabla 8

*Número de esporas de Hongos Micorrízicos Arbusculares Nativos (HMAN) por morfotipo e inoculados en tres cultivos trampa.*

MORFOTIPO	NÚMERO DE ESPORAS POR CULTIVO TRAMPA		
	<i>Oryza sativa</i>	<i>Brachiaria brizantha</i>	<i>Zea mays</i>
M1( <i>Glomus microcarpum</i> )	159	286	105
M2 ( <i>Diversispora sp.1</i> )	339	197	250
M3 ( <i>Funneliformmis sp.1</i> )	27	12	21
M4 ( <i>Acaulospora sp.1</i> )	6	7	0
M5 ( <i>Acaulospora sp.2</i> )	0	0	6
M6 ( <i>Diversispora sp. 2</i> )	69	38	62
M7 ( <i>Glomus sp.1</i> )	509	424	361
M8 ( <i>Funneliformmis geosporum</i> )	7	6	3
M9 ( <i>Rhizophagus sp.1</i> )	55	5	63
M10 ( <i>Claroideoglomus etunicatum</i> )	1	1	42
M11 ( <i>Acaulospora sp.3</i> )	4	1	1
<b>Total</b>	<b>1176</b>	<b>977</b>	<b>914</b>

Tabla 9

Frecuencia de morfotipos de Hongos Micorrízicos Arbusculares Nativos (HMAN) por tratamiento

MORFOTIPO	FRECUENCIA DE MORFOTIPOS POR TRATAMIENTO																							
	<i>Oryza sativa</i>								<i>Brachiaria brizantha</i>								<i>Zea mays</i>							
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	T13	T14	T15	T16	T17	T18	T19	T20	T21	T22	T23	T24
M1 ( <i>Glomus microcarpum</i> )	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
M2 ( <i>Diversispora sp.1</i> )	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
M3 ( <i>Funneliformmis sp.1</i> )	X	X	X	X	X	X	X	X	-	X	X	X	-	X	-	-	X	X	-	X	X	X	-	-
M4 ( <i>Acaulospora sp.1</i> )	X	X	-	-	-	-	X	-	-	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
M5 ( <i>Acaulospora sp.2</i> )	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-
M6 ( <i>Diversispora sp. 2</i> )	X	X	X	X	X	X	X	-	-	-	X	X	X	X	X	-	X	X	X	X	X	X	-	X
M7 ( <i>Glomus sp.1</i> )	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
M8 ( <i>Funneliformmis geosporum</i> )	-	X	-	X	-	-	X	X	-	X	-	-	X	-	X	X	-	-	-	X	-	X	-	-
M9 ( <i>Rhizophagus sp.1</i> )	X	X	X	X	X	X	X	X	-	-	-	X	X	X	-	-	X	X	X	X	X	-	X	X
M10 ( <i>Claroideoglomus etunicatum</i> )	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	X	-	X	-	-	-	-
M11 ( <i>Acaulospora sp.3</i> )	-	-	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	X	-	-	-	-
<b>Total*</b>	<b>7</b>	<b>8</b>	<b>7</b>	<b>9</b>	<b>6</b>	<b>6</b>	<b>8</b>	<b>6</b>	<b>3</b>	<b>6</b>	<b>6</b>	<b>6</b>	<b>6</b>	<b>6</b>	<b>5</b>	<b>6</b>	<b>6</b>	<b>7</b>	<b>5</b>	<b>10</b>	<b>6</b>	<b>6</b>	<b>4</b>	<b>5</b>

\*total: representa el número de morfotipos presentes por tratamiento. **Fuente:** Realización propia

Según las características morfológicas observadas en las esporas de HMA provenientes de suelos rísimicos asociados a tres cultivos trampa (gramíneas), se logró identificar 11 morfotipos nativos predominantes pertenecientes a 6 Géneros (*Glomus*, *Diversispora*, *Funneliformis*, *Acaulospora*, *Rhizophagus*, *Claroideoglomus*), siendo el más predominante el género *Glomus* (Tabla 9 y 10). Se asume que los seis géneros encontrados en éste estudio no son los únicos que estuvieron presentes al momento de la coleta de las fuentes de inóculo, debido a que existen diversos factores que pudieron alterar los efectos de las micorrizas, como lo mencionan (Hernandez y Salas 2009), que la efectividad o funcionamiento de un inóculo está condicionada por una serie de factores edáficos y ambientales que de una u otra forma influyen en el efecto real que las micorrizas, pueden ejercer sobre una especie o un grupo de especies en particular. Además Caballar, 2016 citado por Del Aguila (2016) indica que es importante mencionar que existe la probabilidad que durante el proceso de multiplicación de éstos microorganismos, cada una evolucionaron de diferente manera, es por eso que se debería tener en cuenta aspectos con la capacidad de cada especie para producir esporas, la época y las condiciones del muestreo (León, 2006).

Los resultados obtenidos se asemejan a lo reportado por (Medina, 2017), en la localidad de Aviación (Lamas), en el rango de altitud de 1200-1400 ms.n.m., reportó que los *Glomerales* presentaron las mayores abundancias con 558 individuos, a su vez *Glomus* fue el género mas representativo; éstos reportes coinciden con (Rojas, 2010), quien reportó que en la estación experimental “El choclino” identificó 21 morfotipos correspondiente a especies del género *Glomus* y *Acaulospora*, siendo el género *Glomus* el más predominante en la rizósfera de genotipos promisorios de cacao, así mismo (Arcos, 2004), menciona que el género *Glomus* tiene una dominancia en la composición micorrízica del Trapecio Amazónico (cerca del 50%), seguido de *Acaulospora* que se encuentra asociado a los suelos más ácidos.



### 3.2.3. Longitud de micelio extraradicular (cm).

La Tabla 10 muestra el ANVA, para el porcentaje de colonización micorrízica.

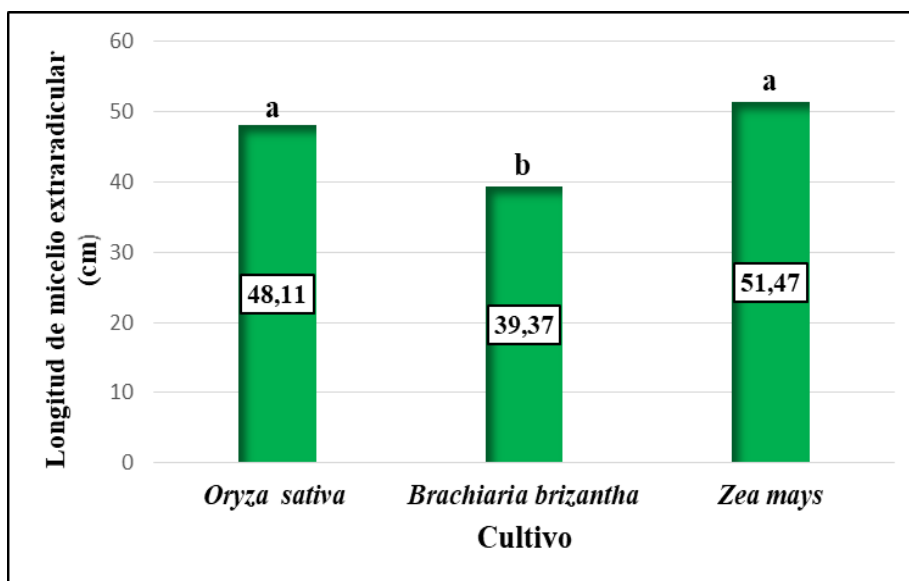
Se observó efecto significativo en los tres factores cultivo, altitud y F.I., así mismo en la interacción dada entre los factores altitud\* Fuente de inóculo (F.I) para longitud de micelio extraradicular, lo que nos indica que influye directamente en ello. Las interacciones dadas entre los factores cultivo\*altitud y cultivo\* F.I. y cultivo\*altitud\* F.I. resultaron no significativos. El coeficiente de determinación ( $R^2$ ) fue de 69,3% y el coeficiente de variabilidad (C.V) fue de 24%.

Tabla 10

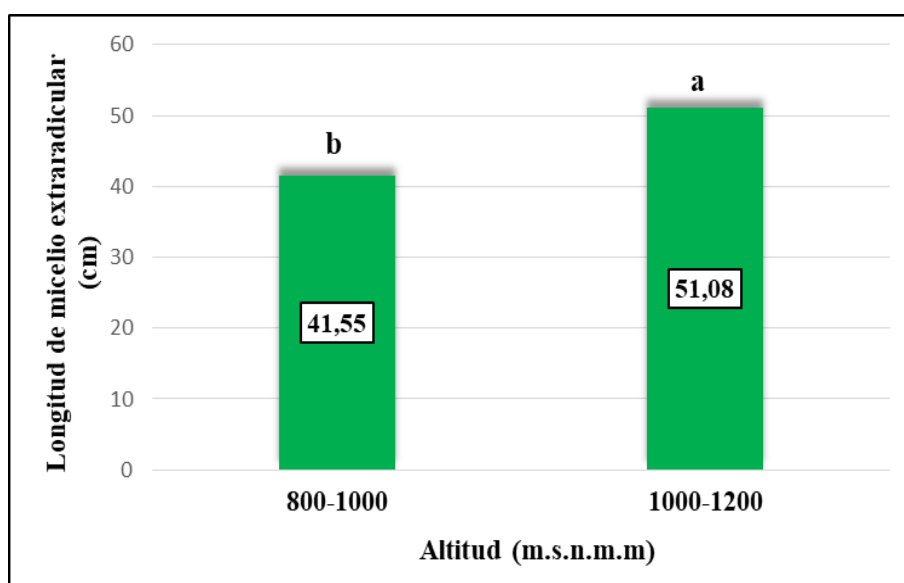
*Análisis de varianza de la longitud de micelio extraradicular (cm).*

FV	SCT	GL	SCM	F	Sig.
Cultivo	1873,531	2	936,766	7,598	0,001*
Altitud	1634,776	1	1634,776	13,259	0,001*
Fuente de inóculo (F.I.)	6098,461	3	2032,820	16,488	0,000*
Cultivo * Altitud	551,633	2	275,817	2,237	0,118 N.S.
Cultivo * F.I.	631,002	6	105,167	0,853	0,536 N.S.
Altitud * F.I.	1245,718	3	415,239	3,368	0,026*
Cultivo * Altitud * F.I.	1307,286	6	217,881	1,767	0,126 N.S.
Error	5918,059	48	123,293		
Total	19260,466	71			

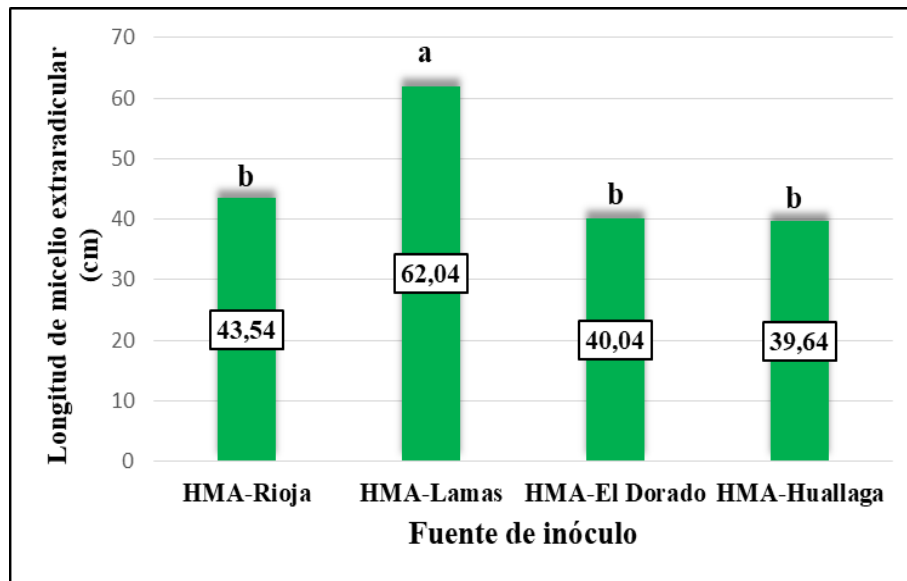
a.  $R^2$  (%) = 69,3 b.CV (%)= 24,0



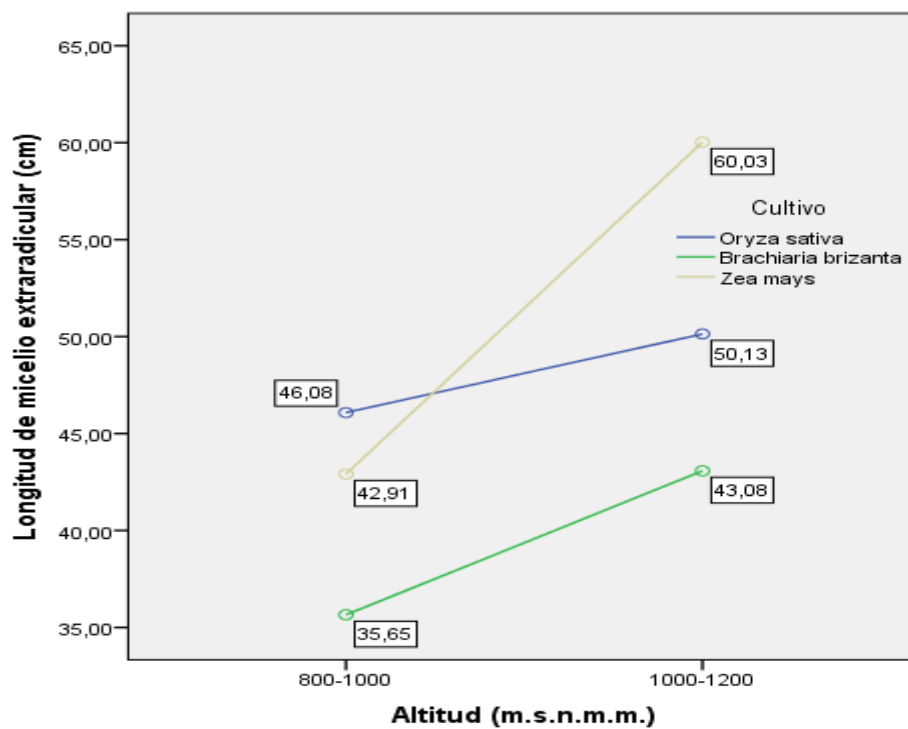
**Figura 31.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor cultivo en la variable longitud de micelio extraradicular (cm). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.



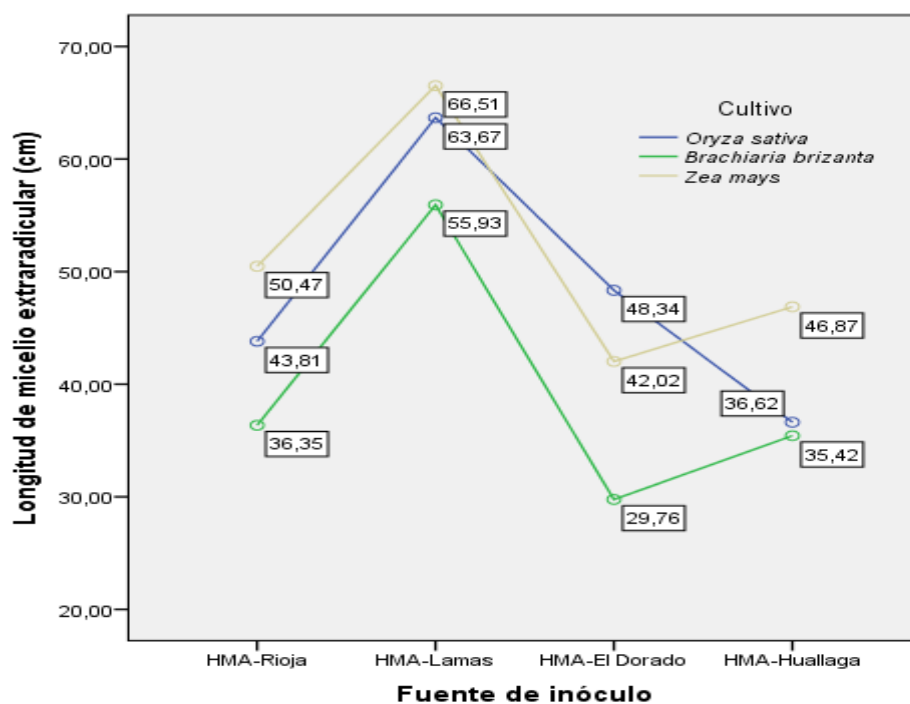
**Figura 32.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor Altitud (m.s.n.m.m) en la variable longitud de micelio extraradicular (cm). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.



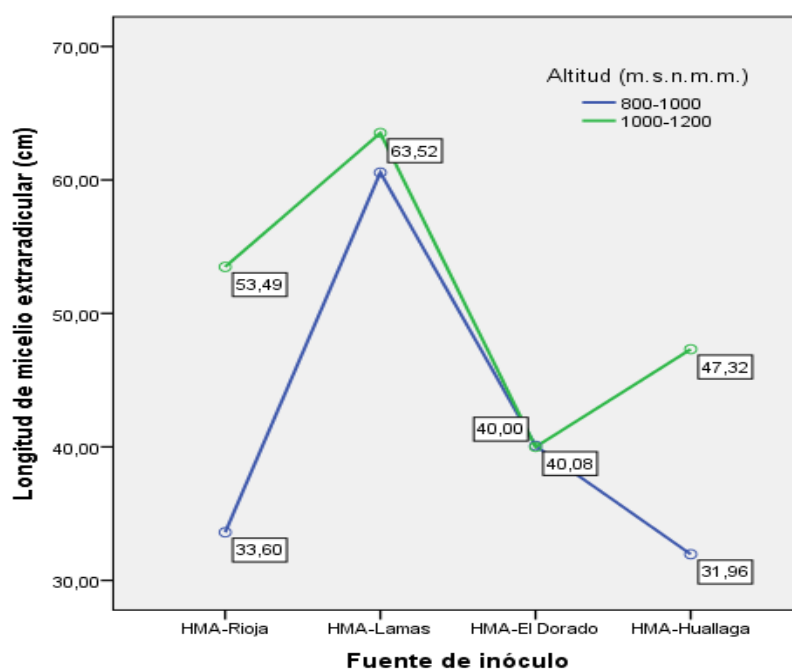
**Figura 33.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor Fuente de inóculo en la variable longitud de micelio extraradicular (cm). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.



**Figura 34.** Efecto de interacción entre altitud (m.s.n.m.) y cultivo respecto a la longitud de micelio extraradicular (cm).



**Figura 35.** Efecto de interacción entre fuente de inóculo y cultivo respecto a la longitud de micelio extraradicular (cm).



**Figura 36.** Efecto de interacción entre fuente de inóculo y altitud (m.s.n.m.m.) respecto a la longitud de micelio extraradicular (cm).

La figura 31, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor cultivo en relación a la longitud del micelio extraradicular (cm), muestra que los mejores resultados lo obtuvieron *Zea mays* y *Oryza sativa* con promedios de 51,47 y 48,11 cm respectivamente y no presentaron diferencias significativas entre sí, por lo contrario en promedio más bajo lo reportó *Brachiaria brizantha* con 39,37 cm.

Para los resultados obtenidos es necesario recalcar que los hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA) colonizan el tejido intrarradical de la planta hospedera, donde desarrollan estructuras características de la simbiosis (arbúsculo y vesícula), así como micelio extraradical, el cual interactúa con el ecosistema de la rizósfera y es el encargado de la absorción de nutrientes del suelo (Smith y Read, 2008), así también diversos estudios han reportado que las especies de HMA (Del Águila, 2016), difieren en cuanto a la formación de su respectivo micelio, tanto en el tiempo de formación, en la cercanía o lejanía de las raíces del hospedante.

Por otro lado se observa que el mejor resultado de ésta variable no coincide con el mejor resultado de colonización, donde lo obtuvo *Oryza sativa*, esto nos indica que no necesariamente una buena colonización asegura la abundancia de longitud de micelio extraradicular, ello dependerá de la especie de HMA, (Robles, 2009).

La figura 32, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor altitud (m.sn.m.m.) en relación a la longitud del micelio extraradicular (cm), muestra que existe diferencias significativas entre sí, se observó el mejor resultado en la altitud de 1000-1200 (m.sn.m.m.) con promedio de 51,08 cm, a diferencia de la altitud entre 800-1000 (m.sn.m.m.) que reportó como promedio 41,55 cm.

Los resultados obtenidos nos indica que podría influenciar la temperatura de los campos de muestreo tal como lo menciona, (Molina s.f, citado por Medina, 2017) quien afirma que las temperaturas óptimas para el crecimiento de la longitud del micelio extraradical varían entre 17 y 27°C; lo que indicaría que por esta razón los mejores resultados pertenecen a la altitud más alta.

La figura 33, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor fuente de inóculo en relación a la longitud del micelio extraradicular (cm), muestra que HMA-Lamas obtuvo el mejor resultado con 62.04

cm, existiendo diferencia significativa ante las demás fuentes de inóculo, donde HMA-Rioja obtuvo 43,54cm, HMA-El Dorado obtuvo 40,04 cm y HMA-Huallaga obtuvo 39,64 cm, no existiendo diferencias significativas entre éstas.

Los resultados obtenidos en éste factor demuestra que existe una estrecha relación con el factor número de esporas, además puede estar relacionado directamente con la cantidad de P presente en las zonas muestreadas, sabiendo que la cantidad de P de HMA-Lamas fue el más bajo (2,8 -3,3), de esta manera se cumple que la importancia de los HMA radica por su extenso micelio extra radical debido a que al darse la asociación planta- hongo, las plantas micorrizadas presentan ventajas en cuanto a la absorción de nutrientes de poca movilidad (como el P) ya que el micelio externo se extiende a una mayor distancia en el suelo (Barrera, 2009).

La figura 34, muestra la interacción entre cultivo por altitud donde *Zea mays* tuvo el mejor resultado en el rango de altitud de 1000-1200 (m.s.n.m.m.) con 60,03 de promedio.

La figura 35, muestra la interacción entre fuente de inóculo por cultivo, obteniendo el mejor promedio con el cultivo *Zea mays* en tres fuentes de inóculo HMA-Rioja, HM-Lamas y HMA- Huallaga, mientras que *Oryza sativa* tuvo mejor resultado en HMA- El Dorado.

La figura 36, muestra la interacción entre fuente de inóculo y la altitud (m.s.n.m.m.), donde se observa que los mejores resultados se obtuvieron en la altitud de 1000-1200 m.s.n.m.m. con las fuentes de inóculo HMA- Lamas, HMA- Rioja y HMA- Huallga, por lo contrario HMA- El Dorado tuvo mejor resultado con la altitud de 800-1000 m.s.n.m.m, aunque con muy poca diferencia.

Con éstos resultados se observa que las mejores fuentes de inóculo para trabajar con plantas trampa son las que se colectan de mayores altitudes.

#### **3.2.4. Colonización micorrízica (%)**

La tabla 11 muestra el ANVA, para el porcentaje de colonización micorrízica.

Se observó un efecto significativo en los tres factores: cultivo, altitud y F.I para la colonización micorrízica. La interacción entre los factores cultivo\*altitud y

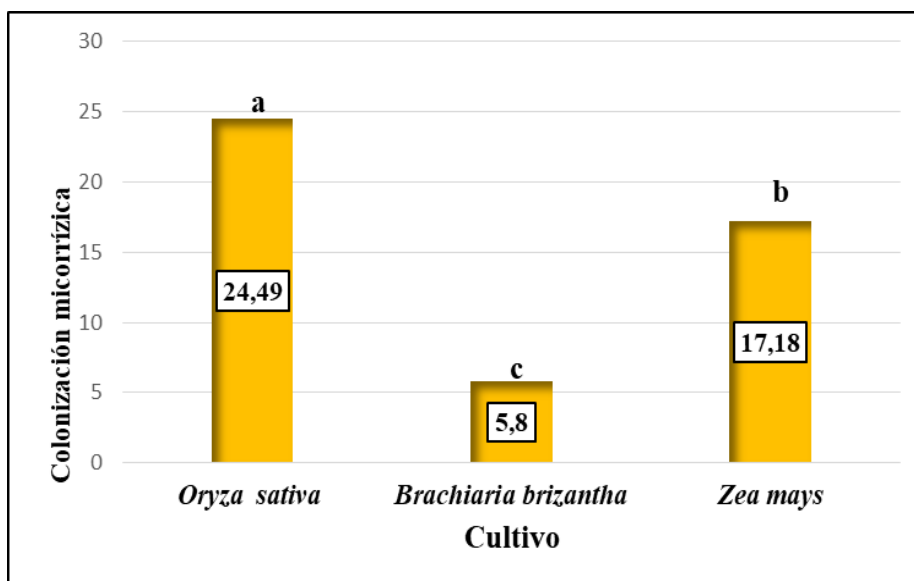
altitud\*F.I. también resultaron ser significativos, por lo contrario la interacción entre los factores cultivo y F.I presentó efecto no significativo, de igual manera la interacción entre los tres factores: cultivo, altitud y F.I resultó no significativo. El coeficiente de determinación ( $R^2$ ) fue de 71,8% y el coeficiente de variabilidad (C.V) fue de 25,5%.

Tabla 11

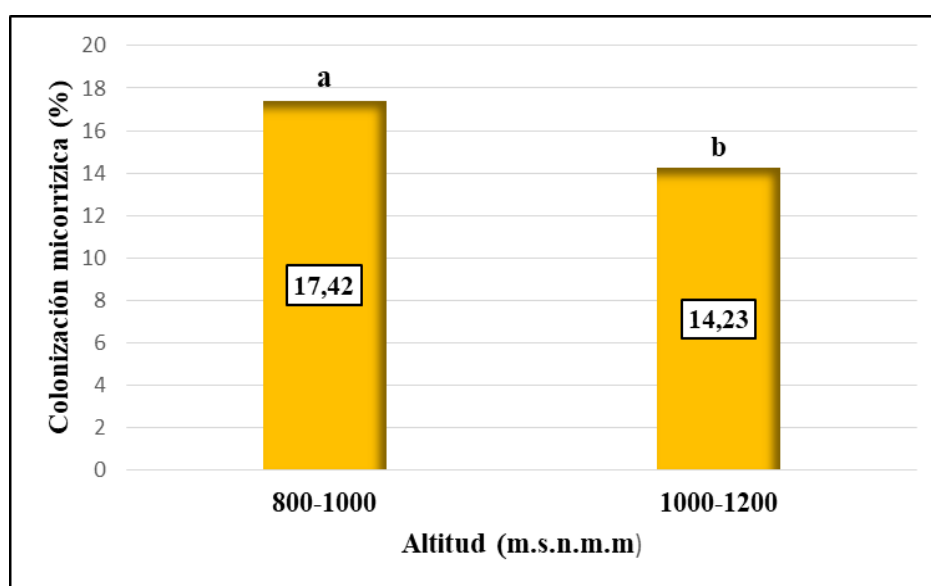
*Análisis de varianza del porcentaje de colonización micorrízica de las plantas trampa. Datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ .*

FV	SCT	GL	SCM	F	Sig.
Cultivo	3637,113	2	1818,556	60,252	0,000*
Altitud	185,089	1	185,089	6,132	0,017*
F.I.	682,487	3	227,496	7,537	0,000*
Cultivo * Altitud	197,887	2	98,943	3,278	0,046*
Cultivo * F.I.	345,959	6	57,660	1,910	0,098 N.S.
Altitud * F.I.	925,243	3	308,414	10,218	0,000*
Cultivo * Altitud * F.I.	177,693	6	29,615	0,981	0,448 N.S.
Error	1448,758	48	30,182		
Total	7600,228	71			

a.  $R^2$  (%) = 71,8   b.CV (%) = 25,5

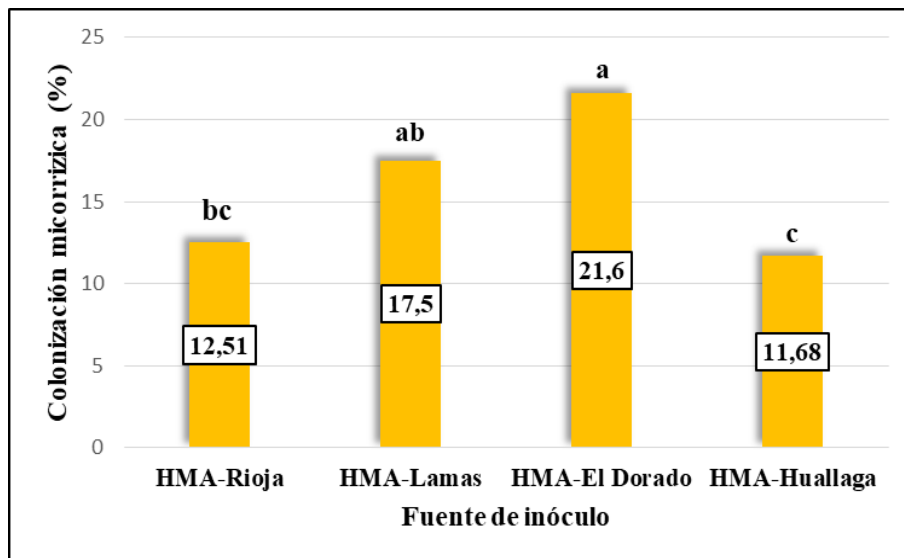


**Figura 37.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor cultivo en la variable colonización micorrízica. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.

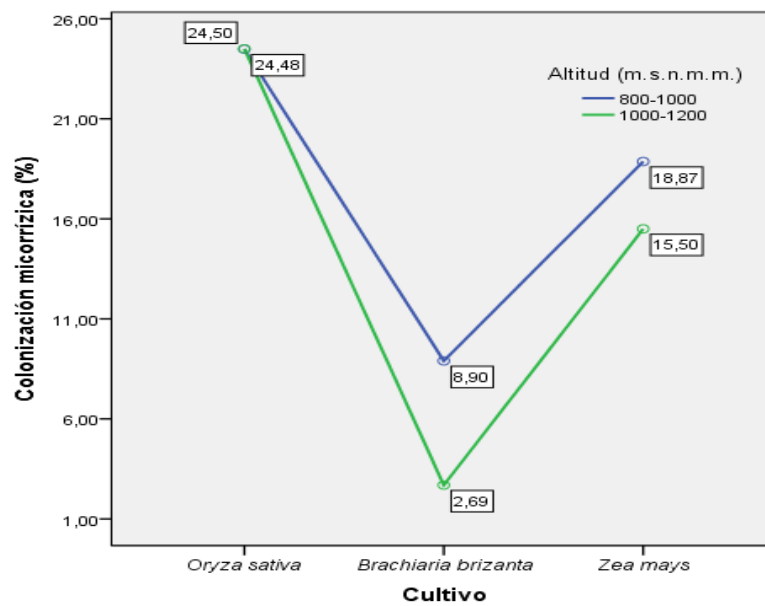


**Figura 38.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor Altitud (m.s.n.m.) en la variable colonización micorrízica. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.

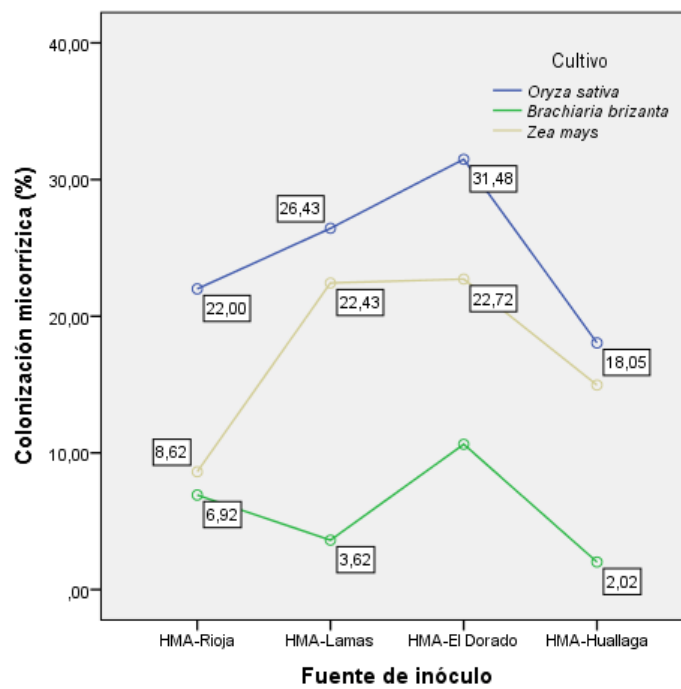




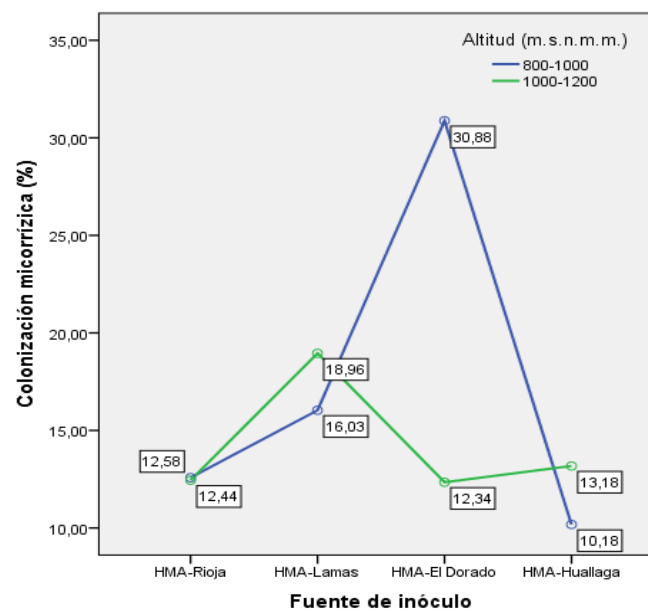
**Figura 39.** Prueba de Tukey ( $p < 0.05$ ) para el factor fuente de inóculo en la variable colonización micorrízica. Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.



**Figura 40.** Efecto de interacción entre cultivo y altitud (m.s.n.m.m.) respecto a la colonización micorrízica (%).



**Figura 41.** Efecto de interacción entre fuente de inóculo y cultivo respecto a la colonización micorrízica (%).



**Figura 42.** Efecto de interacción entre fuente de inóculo y altitud (m.s.n.m.) respecto a la colonización micorrízica (%).

La figura 37, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor cultivo en relación a colonización micorrízica, muestra que existe diferencia estadística significativa entre ellos; el porcentaje más alto se reportó en *Oryza sativa* con promedio de 24,49%, superando estadísticamente a *Zea mays* con 17,18% y *Brachiaria brizantha* con 5,80%.

Los resultados obtenidos muestran que existe una estrecha relación con la biomasa seca radicular, debido a que en ambos se obtuvieron los mejores resultados con el cultivo *Oryza sativa*, es decir, esto se debe a que las hifas infectivas inician los puntos de colonización en una o varias raíces; las hifas absorbentes son las que se encargan de explorar el suelo para la extracción de nutrientes (Invam.caf. citado por Barrera, 2009).

Los HMA son encontrados en todo tipo de suelos y pueden colonizar cualquier planta que establezca simbiosis con ellos, sin embargo, las condiciones físico-química del suelo podrían estar generando cierto tipo de especificidad con respecto a las plantas hospedadoras, según las respuestas que muestran a determinadas especies de HMA (Barrera 2009)

Además (Ruíz, *et al.*, 2012), en su investigación pudo obtener beneficios de la simbiosis cuando el arroz es cultivado en condiciones no inundadas, las condiciones aeróbicas en el suelo estimulan la colonización de raíces de arroz por los HMA.

Contrario ello, Salamanca, 2003 citado por (Garzón, 2016), evaluó en fase de invernadero la efectividad de la inoculación de especies de hongos micorrízicos nativos, en especies de frutales y pastura, siendo el pasto (*Brachiaria decumbens*) el que presentó la mayor colonización con 74,8%.

La figura 38, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor Altitud (m.s.n.m.m) en relación a colonización micorrízica, muestra que existe diferencia estadística significativa entre ellos; el porcentaje más alto se reportó en 800-1000 m.s.n.m.m. con 17,42%, mientras que el más bajo se reportó en 1000-1200 m.s.n.m.m. con 14,23%

Estos datos coinciden con (Coral, 2015), quien determinó que el mayor porcentaje de colonización micorrízica fue alcanzado a una altitud de 800–1000 m.s.n.m.m.

Particular importancia tiene el pH del suelo, el cual puede desfavorecer el porcentaje de colonización de algunos hongos micorrízicos (Hernandez & Salas 2009).

La figura 39, muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ( $p < 0,05$ ) para el promedio del factor fuente de inóculo en relación a colonización micorrízica, muestra que existe diferencia estadística significativa entre sí; el porcentaje más alto se reportó en HMA-El Dorado con promedio de 21,6%, superando a HMA- Lamas con 17,5%, seguido de HMA-Rioja con 12,51 % y el más bajo se reportó en HMA-Huallaga con 11,68%.

Datos que no coinciden con (Coral, 2015) que trabajó con las fuentes de inóculo de Lamas, Moyobamaba y El Dorado, donde reportó que el mayor promedio de colonización lo obtuvo con la fuente de inóculo de Lamas con 14,6%, mientras que la fuente de inóculo de El Dorado reportó el valor más bajo con 1,5%. Debido a ésta variabilidad de datos encontrados existe gran controversia en torno a cómo la diversidad de las comunidades de HMA tiende a disminuir en ecosistemas naturales, los monocultivos por ejemplo después de años de manejo agrícola pueden reducir la abundancia de las especies fúngicas (Barrera, 2009).

La figura 40, muestra la interacción entre cultivo y la altitud (m.s.n.m.m.), donde se observa que los mejores resultados se reportaron en *Oryza sativa* con ambas altitudes siendo en la altitud de 1000-1200 m.s.n.m.m. con 24,50% el más alto seguido de la altitud 800-1000 m.s.n.m.m. con 24,48%; contrario a a ello, los reultados más bajos se reportaron con *Brachiaria brizantha* en las dos altitudes, encontrando en la altitud de 800-1000 m.s.n.m.m. con 8,90% y de 1000-1200 m.s.n.m.m. con 2,69%.

Estos resultados nos demuestran que *Oryza sativa* presentó mejores condiciones para que se desarrolle la colonización ya que (Barrera, 2009) menciona que la asociación simbiótica entre el hongo y la planta, actúa como un complemento de la raíz de la planta, mientras que (Ruíz *et al.*, 2012) indicaron que la simbiosis MA refleja que no hay un valor umbral de colonización de las raíces para que se produzca la mejora del crecimiento vegetal. Esto depende más bien, de las especies vegetales y fúngicas que participan en la simbiosis y de las condiciones específicas del cultivo.

La figura 41, muestra la interacción entre los culivos y las fuentes de inóculo, donde *Oryza sativa* tuvo los mejores resultados en todas las fuentes de inóculo, a diferencia de *Brachiaria brizantha* que reportó los resultados más bajos en todas las fuentes de inóculo.

La figura 42, muestra la interacción entre fuente de inóculo y la altitud (m.s.n.m.m.), donde se observa que el mejor resultado se reportó con HMA-El Dorado de la altitud 800-1000 m.s.n.m.m. con 30,88%, mientras que el resultado más bajo se reportó con HMA-Huallaga también con la altitud de 800-1000 m.s.n.m.m. con 10,18 %.

Los resultados de esta interacción son muy variables, por esta razón es altamente probable que la característica de monocultivo en algunos agroecosistemas, este contribuyendo a reducir la diversidad de HMA en el suelo, lo que estaría causando una selección de HMA que estarían aportando beneficios a las plantas de forma limitada (Barrera, 2009).

## CONCLUSIONES

La planta trampa más eficiente para la multiplicación de consorcios de Hongos Micorrízicos Arbusculares es el cultivo de arroz, encontrándose 1176 esporas.

Se logró identificar 11 morfotipos predominantes pertenecientes a los géneros de *Glomus*, *Diversispora*, *Funneliformis*, *Acaulospora*, *Rhizophagus*, *Claroideoglomus*, siendo el más predominante el género *Glomus*, encontrándose asociado a los tres cultivos trampa y presente en la 8 fuentes de inóculo colectadas de cuatro provincias de la Región San Martín.

La fuente de inóculo más representativa fue de El Dorado, reportó el mejor porcentaje con 21,6%.

## RECOMENDACIONES

Se recomienda que el cultivo de arroz se debe utilizar para estandarizar la multiplicación de esporas de Hongos Micorrízicos Arbusculares, debido a que se ha observado mayor multiplicación.

Se recomienda conservar y mantener en una Micoteca los 11 morfotipos de HMA, para utilizarlas en investigaciones para comercio.

Para multiplicar HMA en la Región San Martín se debe utilizar la fuente de inóculo de El Dorado para tener mayor colonización micorrízica.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Armenta, B.A.D.; García, G.C.; Camacho, B.J.R.; Apodaca, S.M.A.; Montoya, L.G.; Nava, P.E. (2010). Biofertilizantes en el desarrollo agrícola de México. *Ra-Ximhai*, 6: 51-56.
- Arcos, A. (2004). Distribución de la asociación micorrízica en ecosistemas naturales e intervenidos. Aspectos ambientales para el ordenamiento territorial del Trapecio Amazónico. Bogotá
- Asociación Americana de Cafés Especiales (SCAA) (2015). Estados Unidos.
- Barea J., Azcón-Aguilar C.; Ocampo J., Azcón R. (1991) Morfología, anatomía y citología de las micorrizas vesículo-arbusculares. Madrid.
- Barrera, S., (2009). Arbuscular mycorrhizal fungi as alternative to sustentable agricultura vol. 7 N° 1 Enero - Junio. Escuela de Biología. Facultad de ciencias agropecuarias, Bucaramanga-Colombia.
- Bárzana, G.; Aroca, R.; Paz, J.A.; Chaumont, F.; Martinez-Ballesta, M.C.; Carvajal, M. y Ruiz-Lozano, J.M (2012). “Arbuscular mycorrhizal symbiosis increases relative apoplastic water flow in roots of the host plant under both well-watered and drought stress conditions”.
- Brundrett M. (1996) Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. Australian Centre for International Agricultural Research (ACIAR). Monografía 32. Canberra, Australia.
- Box, G; Hunter, W. (1989). Estadística para investigadores. Introducción al diseño de experimentos, análisis de los datos y construcción de modelos. Ed. Reverté S.A. 675 p. Estados Unidos.
- Bucher M. (2006) Functional biology of plant phosphate uptake at root and mycorrhiza interfaces. *New Phytologist* 173: 11-26.
- Bustamante, A. Z. (2014). Eficiencia de la multiplicación de hongos micorrízicos arbusculares (HMA), nativos en *Zea mays* L. en condiciones de invernadero. Lambayeque- Perú.
- Cavagnaro, R. A., Oyarzabal, M., Oesterheld, M., Grimoldi, A. A. (2014). Screening of biomass production of cultivated forage grasses in response to mycorrhizal symbiosis under nutritional deficit conditions. *Grassland Science*, 60 (3): 178–184, ISSN: 17446961, DOI: 10.1111/grs.12057.



- Combatt, E., A, Jarma y L. Maza (2008). Crecimiento de *Brachiaria decumbens* y *Cynodon inlemfuensis* Vanderyst en suelos sulfatados ácidos de córdoba. Rev. MVZ. Córdoba, 13(2): 1380-1392.
- Coral, L. (2015). “Estudio de la diversidad de hongos micorrízicos arbusculares nativos y su potencial micorrízico en el cultivo de café (*Coffea arabica* L.) en diferentes condiciones agroecológicas de la región San Martín”. 55 p.
- Del Águila, K. (2016). Efecto de la inoculación de hongos micorrízicos arbusculares a plántones de café (*Coffea arabica*), variedad caturra a nivel de vivero en la región San Martín. Tesis de pregrado de la Facultad de Ciencias Agrarias – Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto. 4 p.
- Díaz, M.E. (1991). Técnicas de Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arborea* Linn. Tesis Mag. Sci. Turrialba, Costa Rica CATIE. 93 p.
- Díaz FA, Alvarado CM, Cantú AMA, Garza CI (2005) Fertilización biológica y producción de maíz en la región semiárida del norte de Tamaulipas, México. Agricultura Técnica en México 31: 153-163.
- Feniagro. (2010). Biofertilizantes, bioprotectores y biorestauradores micorrízicos para la producción agroecológica en las fincas de los productores de café. Managua, Nicaragua. 87.
- Franco, N. J. D. (2008). Efectos beneficiosos de las micorrizas sobre las plantas. Universidad de Sevilla. Disponible en Página Web: [www.bioscripts.net](http://www.bioscripts.net).
- Gañán, L., Bolaños, M. & Asakawa, N. (2011). Efecto de la micorrización sobre el crecimiento de plántulas de plátano en sustrato con y sin la presencia de nematodos. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (CORPOICA), Palmira, Colombia. 9 pp.
- Garzón, L., (2016). Importancia de las micorrizas arbusculares (MA) para un uso sostenible del suelo en la amazonía colombiana. Universidad de Caldas, Manizales-Colombia.
- Gol, F.M.; Ashraf, S. y Taj, A.Z.( 2014). “Effects of two species of mycorrhiza fungi and drought stress on chlorophyll a, b and total of *Ocimum basilicum*”, International Journal of Farming and Allied Sciences, vol. 3, no. 10.
- Grace C., Stribley, D. (1991) A safer procedure for routine staining of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. Mycological Research 95: 1160-1162.
- Gonzalez, P.J., Plana, R., Rivera. R., fernandez, F., y Arbola. J (2008). Efectos de la inoculación de hongos icorrízicos arusculares en pastos del género *Brachiaria*,

- cultivados en suelo Pardo Mullido. Instituto Nacional de Ciencia Agrícolas, San José de las Lajas, La Habana.
- González, P. J., Rivera, R., Arzola, J., Morgan, O., & Ramírez, J. F. (2011). Efecto de la inoculación de la cepa de hongo micorrízico arbuscular *Glomus hoi-like* en la respuesta de *Brachiaria* híbrido cv. Mulato II (CIAT 36087) a la fertilización orgánica y nitrogenada. *Cultivos Tropicales*, 32(4), 05-12.
- Habte, M. y Osorio, N. (2001). Arbuscular mycorrhizas: producing and applying arbuscular mycorrhizal inoculum. CTAHR, College of Tropical Agriculture and Human Resources, University of Hawaii at Manoa, Honolulu, Hawaii. P: 2-47.
- Hayman, D.; Barea, J. y Azcon, R. (1976). Vesicular arbuscular mycorrhiza in Southern Spain: its distribution in cross growing in soil of different fertility. *Phytopathologia mediterranea* 15 (1): 1- 6.
- Harley, J. (1971) Fungi in Ecosystems. *The Journal of Ecology*, 59(3): 653- 668.
- Harrison, M. J. (2005). Signaling in the arbuscular mycorrhizal symbiosis.
- Helgason, T., Fitter, A. (2009). Natural selection and the evolutionary ecology of the arbuscular mycorrhizal fungi (Phylum Glomeromycota). *Journal of experimental botany*: 1-16.
- Hernandez, W.; Salas, E. (2009), La inoculación con *Glomus fasciculaton* en el crecimiento de cuatro especies forestales en vivero y campo. *Agronomía Costarricense*, vol. 33, núm. 1, 2009, pp. 17-30.
- Hoyos, L. (2013). Impacto económico, social y ambiental causado por la roya amarilla del cafeto en la región San Martín. Tarapoto – Perú.
- Inocencio, J. P. (2016). micorrizas: una realidad para la producción agrícola. *Revista Innovación Agrícola*, vol. 1(2).
- Klironomos, J. (2003). Variation in plant response to native and exotic arbuscular mycorrhizal fungi. *Ecology*, 84(9), 2292-2301.
- Leigh, J.; Hodge, A. y Fitter, A. H. (2009). Arbuscular mycorrhizal fungi can transfer substantial amounts of nitrogen to their host plant from organic material. *New Phytologist.*, no. 181.
- Leiva, J. (2009). “Evaluación del hongo nematófago *Pochonia Chlamydosporia*, en el control del nematodo del nudo *Meloidogyne* sp., en el cultivo de sachá inchi

- Plukenetia Volubilis bajo condiciones de vivero”. Universidad Nacional de San Martín (UNSM). Tarapoto, Perú. 136 pp.
- León, V. D. (2006). “Evaluación y caracterización de micorrizas arbusculares asociadas a yuca (*Manihot esculenta* sp) en dos regiones de la Amazonía Colombiana. Bogotá - Colombia.
- Lopes, P., Stürmer, S. L. y Siqueira, J. O. (2009). Occurrence and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in trap cultures from soils under different land use systems in the Amazon, Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology*, 40(1), 111-121.
- Martinez, O. J. (2010). Mechanismos and practical considerations involved in plant generoz promotion by rizobacteria. *Journal of soil Science and Plant Nutrition*, 293- 319.
- Medina, V. (2017). Biogeografía de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en el cultivo de café (*Coffea arabica* L.) en la región San Martín, Perú.
- Ministerio de Agricultura y Riego (MINAGRI). Dirección Regional de Agricultura San Martín. (2015). Estadística del cultivo de café en San Martín. Tarapoto-Perú.
- Noctor, G.; Mhamdi, A.; Chaouch, S.; Han, Y.; Neukermans, J.; Marquez-Garcia, B.; Queval, G. y Foyer, C.H. (2012). “Glutathione in plants: an integrated overview”, *Plant, Cell & Environment*, vol. 35, no. 2, 1.
- Ordoñez, C. (2009). Interacción sinérgica entre hongos formadores de micorrizas arbusculares - *Pseudomonas fluorescens* y su relación en la nutrición vegetal de fósforo. Tesis de Maestría en Microbiología. Universidad Nacional de Colombia Facultad de Ciencias. Bogotá.
- Othira JO, Omolo JO, Wachira FN, Onk LA (2012). Effectiveness of arbuscular mycorrhizal fungi in protection of maize (*Zea mays* L.) against witchweed (*Strigaher monthica* Del Benth) infestation. *Journal of Agricultural Biotechnology and Sustainable Development* 4: 37-44.
- Padron, E. 1996. Diseños experimentales con aplicación a la agricultura y la ganadería. Ed. Trillas. México. 215 p.
- Parniske, M. (2008). Arbuscular mycorrhiza: The mother of plant root endosymbioses. *Nature Review Microbiology*. 6: 763-775.
- Pérez, A., Rojas, J. y Montes, V. (2011). Hongos formadores de micorrizas arbusculares: Una alternativa biológica para la sostenibilidad de los agroecosistemas de praderas en el Caribe Colombiano. 370:372 pp.

- Pérez, D. C.; Álvarez, J. D.; Mendoza, J., Pat, J. M.; Gómez, R. y Cuevas, L. (2012). Diversidad de hongos micorrícicos arbusculares y biofertilizantes en Chiapas, México. *Gayana. Botánica*, 69(1), 46-56.
- Pérez, A., Espitia, D. y Martínez, M. (2012). Diversidad de micorrizas arbusculares en agroecosistemas de pastura del departamento de Sucre. 335 p.
- Pitakdantham R, Suwanarit A, Nopamornbodi O, Sarobol E (2007). Comparative responses to arbuscular mycorrhizal fungi of maize cultivars different in downy mildew resistance and fertilizer requirement. *ScienceAsia* 33: 329-337.
- Phillips, J; Hayman, D. (1970). Improve procedure of clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 55:159-161.
- Prieto, O; Belezaca, C; Mora, Washington, Vallejo, Elias; Gutiérrez, L; y Pinargote, L. (2011). Inoculación de *Brachiaria decumbens* con hngo formadores de micorriza arbuscular nativos del trópico húmedo ecuatoriano. *Artículo ciencia y tecnología* 4(2): 9-18.
- Posada, R. F. (2008). Effect of physical, chemical and enviromental characteristics on arbuscular mycorrhizal fungi in *Brachiaria decumbens*.
- Ramos, C. A.; Facanha, R. A.; Palma, M. L.; Okorokov, A. L.; Cruz, R. Z.; Silva, G. A.; Siqueira, F. A.; Bertolazi, A. A.; Canton, G. C.; Melo, J.; Santos, W. O.; Schimitberger, V. M. B., y Okorokova-Facanha, A. L. (2011). An outlook on ion signaling and ionome of mycorrhizal symbiosis. *Plant Physiology*. 23: 79-89.
- Restrepo, F. (2006). Evaluación de sustratos y cultivos trampa bajo condiciones controladas para la obtención de hongos micorrízogenos de Aliso (*Alnus acuminata* H.B.K.). *Livestock Research for Rural Development*, 18(2), 1-12.
- Reyes, J. I. (2011). La micorriza arbuscular (MA) centro de la rizósfera: Comunidad microbiológica dinámica del suelo. Departamento de Biología, División de CBS. UAM - Iztapalapa.
- Rivera, R; F. Fernández; A, Hernández; J., R., Triana y Kalyane Fernández. (2003). El Manejo Efectivo de la simbiosis micorrízica, una vía hacia la agricultura sostenible. Estudio de caso: El Caribe – Ciudad de la Habana. 160 p.
- Robles, C., Robles–Martínez, M. L. Y Monrroy–Díaz, F.B. (2008). Crecimiento y nutrición del maguey mezcalero (*Agave angustifolia* Haw.), bajo condiciones de micorrización arbuscular.

- Robles, M. D.; Robles, C.; Rivera, B.F., Ortega, L.M., y Pliego, M.L. (2013). Inoculación con consorcios nativos de hongos de micorriza arbuscular en *Agave angustifolia* Haw. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 4(SPE6), 1231-1240.
- Robles, C. (2009). “Variación temporal de la diversidad de hongos de micorriza arbuscular y el potencial micorrízico en especies silvestres de *Agave* en Oaxaca”. Instituto Politécnico Nacional (IPN). Oaxaca, México. 80 pp.
- Rodríguez, J. (2001). Efecto del biofertilizante Mycoral (micorriza arbuscular) en el desarrollo del café (*Coffea arabica* L.) en vivero en Zamorano, Honduras. 20:29
- Rojas, J. (2010). “Hongos Micorrízicos Arbusculares en la rizósfera de genotipos promisorios de cacao (*Theobroma cacao* L.) bajo los sistemas tradicional y bajo bosque en la Región San Martín”.
- Ruiz, M., Muñoz, Y., Vásquez, B., Cuéllar, N., ... & Ruiz-Lozano, J. M. (2012). La simbiosis micorrízica arbuscular en plantas de arroz (*Oryza sativa* L.) sometidas a estrés hídrico. Parte I. Mejora la respuesta fisiológica. *Cultivos Tropicales*, 33(4), 47-52. (A)
- Ruiz, M., Geada, D., Muñoz Hernández, Y., Martínez, A., Santana, Y., Benítez, M., ... & Ruiz-Lozano, J. M. (2015). La simbiosis micorrízica arbuscular en plantas de arroz (*Oryza sativa* L.) sometidas a estrés hídrico. Parte II Respuesta bioquímica. *Cultivos Tropicales*, 36(3), 88-95.(B)
- Ruiz-Sánchez, M., Baños, Y. S., Hernández, Y. M., Robaina, A. Y. M., & Beesham, V. B. (2015). Simbiosis de micorrizas arbusculares en plantas de arroz (*Oryza sativa* L.) en condiciones de inundación y secano. *Acta Agronómica*, 64(3), 227.
- Ruiz-Sánchez, M., Muñoz-Hernández, Y., Dell Amico-Rodríguez, J. M., Simó-González, J., & Cabrera-Rodríguez, J. A. (2016). Evaluación de diferentes cepas de micorrizas arbusculares en el desarrollo de plantas de arroz (*Oryza sativa* L.) en condiciones inundadas del suelo. *Cultivos Tropicales*, 37(4), 67-75.
- Saif, S. (1987). Growth responses of tropical forage plants species to vesicular - arbuscular mycorrhizae. 25-97.
- Samuels, G.J. (2004). *Trichoderma a guide to identification and biology*. United States Department of Agriculture-Agriculture record service. Systematic Botany and Mycology Laboratory. 15-21 pp.
- Schüssler A., D. Schwarzott and C. Walker. (2001). A new fungal Phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research* 105:1413- 1421.

- Sieverding, E y Barea, J. M. (1991). Perspectivas de la inoculación de sistema de producción vegetal con hongos formadores de micorrizas vesículo arbusculares, en Fijación y movilización de nutrientes. Fijación de N y micorrizas, pp. 221-245.
- Smith, S., Read, D. (2008). Mycorrhizal Symbiosis, Elseiver Edition. Third Edition. 10-90.
- Tapia, G. (2003). Identificación de hongos micorrízicos arbusculares aislados de suelos salinos y su eficiencia en plantas de lechuga. Tesis de doctorado en biotecnología. Tecoman, Colima-Colombia. 10:39 pp.
- Tena, S. (2002). Presencia de HMA en plantas silvestres de suelos salinos en el estado de Colima. Tesis de Maestría en Biotecnología. Tecomán – México.
- Trouvelot, A., Kough, J., Gianinazzi-Pearson, V. (1986): Evaluation of VA infection levels in root systems. Research for estimation methods having a functional significance. In: V. Gianinazzi-Pearson and S. Gianinazzi (eds.), Physiological and Genetical Aspects of Mycorrhizae. INRA Press, Paris, France, pp. 217–221.
- Vallejo, V. (2013). Importancia y utilidad de la evaluación de la calidad de suelos mediante el componente microbiano: experiencias en sistemas silvopastoriles. Colombia Forestal, 16(1), 83-99.
- Zapata, R. R. (2012). La producción sostenible del café. Resumen de la Segunda exposición de café Peruano. Lima-Perú.

## **ANEXOS**



**Figura 43.** Proceso de estrés hídrico de los cultivos trampa.





# UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA

FACULTAD DE AGRONOMIA - DEPARTAMENTO DE SUELOS

LABORATORIO DE ANALISIS DE SUELOS, PLANTAS, AGUAS Y FERTILIZANTES



## ANALISIS DE SUELOS : CARACTERIZACION

Solicitante : IIAP

Departamento : SAN MARTIN

Distrito : NARANJOS

Referencia : H.R. 57762-026C-17

Provincia : RIOJA

Predio :

Fecha : 03/03/17

Número de Muestra		pH (1:1)	C.E. (1:1) dS/m	CaCO <sub>3</sub> %	M.O. %	P ppm	K ppm	Análisis Mecánico			Clase Textural	CIC	Cationes Cambiables					Suma de Cationes	Suma de Bases	% Sat. De Bases
Lab.	Claves							Arena	Limo	Arcilla			Ca <sup>+2</sup>	Mg <sup>+2</sup>	K <sup>+</sup>	Na <sup>+</sup>	Al <sup>+3</sup> + H <sup>+</sup>			
								%	%	%			meq/100g							
1764	R-A1-C	4.24	1.31	0.00	6.90	23.6	228	66	28	6	Fr.A.	14.40	7.13	1.00	0.34	0.08	0.20	8.75	8.55	59
1765	R-A2-C	3.82	1.30	0.00	10.90	6.6	128	52	40	8	Fr.	23.20	4.54	0.85	0.30	0.11	2.30	8.10	5.80	25
1766	R-A1-P	4.50	0.62	0.00	7.82	9.0	121	66	34	0	Fr.A.	19.63	8.16	1.03	0.28	0.08	0.20	9.75	9.55	49
1767	R-A2-P	3.96	0.56	0.00	5.27	7.8	76	58	34	8	Fr.A.	16.32	1.65	0.45	0.19	0.06	2.20	4.56	2.36	14
1768	R-A1-N	5.04	1.10	0.00	5.52	17.2	140	56	32	12	Fr.A.	16.96	10.60	1.30	0.25	0.05	0.10	12.30	12.20	72
1769	R-A2-N	4.03	0.59	0.00	10.34	16.6	132	48	40	12	Fr.	21.60	2.04	0.63	0.29	0.05	1.40	4.41	3.01	14

A = Arena ; A.Fr. = Arena Franca ; Fr.A. = Franco Arenoso ; Fr. = Franco ; Fr.L. = Franco Limoso ; L = Limoso ; Fr.Ar.A. = Franco Arcillo Arenoso ; Fr.Ar. = Franco Arcilloso ;  
Fr.Ar.L. = Franco Arcillo Limoso ; Ar.A. = Arcillo Arenoso ; Ar.L. = Arcillo Limoso ; Ar. = Arcilloso



*Sady García Bendezú*  
Sady García Bendezú  
Jefe del Laboratorio

Av. La Molina s/n Campus UNALM - Telf.: 614-7800 Anexo 222 Teléfono Directo: 349-5622 e-mail: labsuelo@lamolina.edu.pe

Figura 44. Análisisde suelo de la Provincia de Rioja



**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA**  
**FACULTAD DE AGRONOMIA - DEPARTAMENTO DE SUELOS**  
**LABORATORIO DE ANALISIS DE SUELOS, PLANTAS, AGUAS Y FERTILIZANTES**



**ANALISIS DE SUELOS : CARACTERIZACION**

Solicitante : IIAP

Departamento : SAN MARTIN

Distrito : LAMAS

Referencia : H.R. 57762-026C-17

Provincia : LAMAS

Predio :

Fecha : 03/03/17

Número de Muestra		pH (1:1)	C.E. (1:1) dS/m	CaCO <sub>3</sub> %	M.O. %	P ppm	K ppm	Análisis Mecánico			Clase Textural	CIC	Cationes Cambiables					Suma de Cationes	Suma de Bases	% Sat. De Bases
Lab	Claves							Arena	Limo	Arcilla			Ca <sup>+2</sup>	Mg <sup>+2</sup>	K <sup>+</sup>	Na <sup>+</sup>	Al <sup>+3</sup> + H <sup>+</sup>			
								%	%	%			meq/100g							
1776	L-A1-C	4.35	0.33	0.00	5.32	3.3	120	56	20	24	Fr. Ar. A	16.32	4.14	0.90	0.31	0.08	0.90	6.33	5.43	33
1777	L-A2-C	4.61	1.17	0.00	9.06	2.8	544	72	14	14	Fr. A	24.48	2.14	1.10	0.84	0.07	5.50	9.65	4.15	17
1778	L-A1-P	4.99	0.35	0.00	5.98	14.2	125	72	22	6	Fr. A	16.16	8.20	1.45	0.25	0.06	0.20	10.16	9.96	82
1779	L-A2-P	3.95	0.52	0.00	9.26	2.8	530	66	18	16	Fr. A	24.64	1.89	1.03	0.98	0.07	5.50	9.48	3.98	16
1780	L-A1-N	5.12	0.26	0.00	4.73	11.1	87	70	18	12	Fr. A	14.72	8.72	1.50	0.25	0.05	0.10	10.62	10.52	71
1781	L-A2-N	4.02	0.34	0.00	7.49	2.5	442	70	14	16	Fr. A	20.48	1.48	0.88	0.83	0.06	5.60	8.85	3.25	16

A = Arena ; A.Fr. = Arena Franca ; Fr.A. = Franco Arenoso ; Fr. = Franco ; Fr.L. = Franco Limoso ; L = Limoso ; Fr.Ar.A. = Franco Arcillo Arenoso ; Fr.Ar. = Franco Arcilloso ;  
 Fr.Ar.L. = Franco Arcillo Limoso ; Ar.A. = Arcillo Arenoso ; Ar.L. = Arcillo Limoso ; Ar. = Arcilloso



*Sady García Bendezu*  
 Sady García Bendezu  
 Jefe del Laboratorio

Av. La Molina s/n Campus UNALM - Telf.: 614-7800 Anexo 222 Teléfono Directo: 349-5622 e-mail: labsuelo@lamolina.edu.pe

**Figura 45.** Análisis de suelo de la Provincia de Lamas.





**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA**  
**FACULTAD DE AGRONOMIA - DEPARTAMENTO DE SUELOS**  
**LABORATORIO DE ANALISIS DE SUELOS, PLANTAS, AGUAS Y FERTILIZANTES**



**ANALISIS DE SUELOS : CARACTERIZACION**

Solicitante : IIAP

Departamento : SAN MARTIN

Distrito : ALAO

Referencia : H.R. 57762-026C-17

Provincia : EL DORADO

Predio :

Fecha : 03/03/17

Número de Muestra		pH (1:1)	C.E. (1:1) dS/m	CaCO <sub>3</sub> %	M.O. %	P ppm	K ppm	Análisis Mecánico			Clase Textural	CIC	Cationes Cambiables					Suma de Cationes	Suma de Bases	% Sat. De Bases
Lab	Claves							Arena %	Limo %	Arcilla %			Ca <sup>+2</sup>	Mg <sup>+2</sup>	K <sup>+</sup>	Na <sup>+</sup>	Al <sup>+3</sup> + H <sup>+</sup>			
													meq/100g							
1782	D-A1-C	5.73	0.66	0.00	5.52	9.3	272	50	32	18	Fr	23.20	15.20	2.13	0.55	0.04	0.10	18.03	17.93	77
1783	D-A2-C	4.66	1.85	0.00	4.65	4.8	273	34	44	22	Fr	22.40	13.10	1.77	0.58	0.03	0.10	15.58	15.48	69
1784	D-A1-P	4.89	0.93	0.00	3.91	2.8	141	60	26	14	Fr. A	16.00	6.84	1.15	0.31	0.06	0.20	8.56	8.36	52
1785	D-A2-P	4.49	2.27	0.00	7.68	3.0	222	50	36	14	Fr	24.16	14.40	1.68	0.48	0.04	0.30	16.91	16.61	69
1786	D-A1-N	5.92	0.84	0.00	3.94	5.0	154	54	22	24	Fr. Ar. A	22.88	17.00	2.00	0.38	0.04	0.30	19.73	19.43	85
1787	D-A2-N	4.21	1.80	0.00	5.86	2.5	258	34	44	22	Fr	24.16	13.30	1.67	0.58	0.03	0.20	15.79	15.59	65

A = Arena ; A.Fr. = Arena Franca ; Fr.A. = Franco Arenoso ; Fr. = Franco ; Fr.L. = Franco Limoso ; L = Limoso ; Fr.Ar.A. = Franco Arcillo Arenoso ; Fr.Ar. = Franco Arcilloso ;  
 Fr.Ar.L. = Franco Arcillo Limoso ; Ar.A. = Arcillo Arenoso ; Ar.L. = Arcillo Limoso ; Ar. = Arcilloso



*Sady García Bendezi*  
 Sady García Bendezi  
 Jefe del Laboratorio

Av. La Molina s/n Campus UNALM - Telf.: 614-7800 Anexo 222 Teléfono Directo: 349-5622 e-mail: labsuelo@lamolina.edu.pe

**Figura 46.** Análisisde suelo de la Provincia de El Dorado.



**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA**  
**FACULTAD DE AGRONOMIA - DEPARTAMENTO DE SUELOS**  
**LABORATORIO DE ANALISIS DE SUELOS, PLANTAS, AGUAS Y FERTILIZANTES**



**ANALISIS DE SUELOS : CARACTERIZACION**

Solicitante : IIAP

Departamento : SAN MARTIN  
 Distrito : SAPOSOA  
 Referencia : H.R. 57762-026C-17

Provincia : HUALLAGA  
 Predio :  
 Fecha : 03/03/17

Lab	Número de Muestra Claves	pH (1:1)	C.E. (1:1) dS/m	CaCO <sub>3</sub> %	M.O. %	P ppm	K ppm	Análisis Mecánico			Clase Textural	CIC	Cationes Cambiables					Suma de Cationes	Suma de Bases	% Sat. De Bases
								Arena %	Limo %	Arcilla %			Ca <sup>+2</sup> meq/100g	Mg <sup>+2</sup> meq/100g	K <sup>+</sup> meq/100g	Na <sup>+</sup> meq/100g	Al <sup>+3</sup> + H <sup>+</sup> meq/100g			
1788	H-A1-C	4.73	0.20	0.00	4.14	5.7	93	34	36	30	Fr. Ar	26.40	16.10	2.95	0.29	0.04	0.30	19.69	19.39	73
1789	H-A2-C	4.38	0.12	0.00	3.35	2.2	309	38	24	38	Fr. Ar	22.40	5.45	1.48	0.74	0.05	4.90	12.63	7.73	35
1790	H-A1-P	5.71	0.25	0.00	6.74	3.2	105	46	30	24	Fr	22.88	16.30	2.70	0.30	0.04	0.10	19.45	19.35	85
1791	H-A2-P	4.45	0.17	0.00	4.14	2.5	186	44	32	24	Fr	19.52	5.71	1.43	0.45	0.04	2.20	9.83	7.63	39
1792	H-A1-N	5.08	0.32	0.00	6.90	2.9	117	50	26	24	Fr. Ar. A	27.20	17.20	2.05	0.34	0.05	0.10	19.75	19.65	72
1793	H-A2-N	4.41	0.17	0.00	4.57	1.4	306	42	28	30	Fr. Ar	22.56	5.39	1.65	0.69	0.03	3.70	11.46	7.76	34

A = Arena ; A Fr. = Arena Franca ; Fr. A. = Franco Arenoso ; Fr. = Franco ; Fr. L. = Franco Limoso ; L = Limoso ; Fr. Ar. A. = Franco Arcillo Arenoso ; Fr. Ar. = Franco Arcilloso ;  
 Fr. Ar. L. = Franco Arcillo Limoso ; Ar. A. = Arcillo Arenoso ; Ar. L. = Arcillo Limoso ; Ar. = Arcilloso.



*Sady García Bendezu*  
 Sady García Bendezu  
 Jefe del Laboratorio

Av. La Molina s/n Campus UNALM - Telf.: 614-7800 Anexo 222 Teléfono Directo: 349-5622 e-mail: labsuelo@lamolina.edu.pe

**Figura 47.** Análisisde suelo de la Provincia de Huallaga.